

**Auswirkung von Lichtakklimatisation und Saccharosedüngung
auf Kohlenhydratgehalt und Vitalität von
Ficus benjamina und *Chamaedorea elegans***

D i s s e r t a t i o n

zur Erlangung des akademischen Grades
Doctor rerum horticulturnarum
(Dr. rer. hort.)

eingereicht an der
Lebenswissenschaftlichen Fakultät der
Humboldt-Universität zu Berlin

von
Dipl.-Ing.(FH) Manuela Haas

Präsident der
Humboldt-Universität zu Berlin
Prof. Dr. Jan-Hendrik Olbertz

Dekan der
Lebenswissenschaftlichen Fakultät der
Humboldt-Universität zu Berlin
Prof. Dr. Richard Lucius

Gutachter : 1. PD Dr. Heiner Grüneberg
2. Prof. Dr. Markus Richter
3. Dr. Barbara Jäckel

Tag der mündlichen Prüfung: 30.06.2016

Die Pflanzenqualität lässt sich durch Akklimatisationsmethoden gezielt beeinflussen. Bei Pflanzen für Innenraumbegrünung betrachteten bisherige Untersuchungen dabei vorrangig nur die äußere Qualität. In der vorliegenden Arbeit wurden, speziell von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans*, die innere (Kohlenhydrate, Chlorophyll und Flavonole) und äußere Qualität (Morphologie, Habitus und Vitalität) im Kontext erfasst und interpretiert. Dazu wurde zunächst für beide Pflanzenarten eine neue Methode zur Bestimmung der Zuckergehalte (Glucose, Fructose, Saccharose) erarbeitet. Die Kultivierung der Pflanzen erfolgte in fünf aufeinanderfolgenden praxisüblichen Phasen der Wertschöpfungskette: Produktion, Lichtakklimatisation, Dunkeltransport, Regeneration und Innenraum. Diese simulierten Phasen zogen verschiedene Wachstumsbedingungen nach sich, die insbesondere den Wachstumsfaktor Licht betrafen und sich variantenbezogen unterschieden. Die Kohlenhydratgehalte sanken im Laufe der Wertschöpfungskette bei *F. benjamina* um 15 bis 30 % und bei *Ch. elegans* um 50 %. Es zeigte sich, dass Lichtintensitäten unter $350 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ den Kohlenhydratgehalt negativ beeinflussten, dabei waren Unterschiede bei den Pflanzenarten zu beobachten. Darauf aufbauend wurden weitere Versuche durchgeführt, die eine exogene Zuckerapplikation (Konzentration $7,5 \text{ g l}^{-1}$, 10 g l^{-1} , 20 g l^{-1} Saccharose) über die Flüssigdüngung hinsichtlich der Wirkung auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität der Pflanzen testeten. Auch hier unterschieden sich die geprüften Pflanzenarten in ihrer Reaktion. Vor allem für *Chamaedorea elegans* erwies sich eine Zuckerdüngung als vorteilhaft.

Die vorliegende Arbeit liefert für Wissenschaft und Praxis eine umfassende und aktuelle Übersicht über die Möglichkeiten und Grenzen zur Beeinflussung der Pflanzenqualität und -vitalität mittels Lichtakklimatisation und Zuckerdüngung. Erstmals wurde die Entwicklung der Kohlenhydratgehalte über einen längeren Untersuchungszeitraum, mit Blick auf die zentralen Kultivierungsphasen, für beide Innenraumbegrünungspflanzen aufgezeigt.

Schlagwörter: *Ficus benjamina*, *Chamaedorea elegans*, Innenraumbegrünung, Licht, Akklimatisation, Kohlenhydrate, Zuckerdüngung, Pflanzenqualität, HPLC-Analyse

Abstract

Plant quality can be influenced by acclimatisation. Most of the previous studies on plants for interior landscaping focused mainly on external quality. Therefore, this thesis presents the results of a study on *Ficus benjamina* and *Chamaedorea elegans*, investigating and analysing primarily inner quality characteristics (carbohydrates, chlorophyll, and flavonols). However, external quality characteristics (morphology, habitus, and vitality) were considered as well. In a first step, a new method was developed to determine the sugar content (fructose, glucose, sucrose) for both species.

Cultivation of *F. benjamina* and *Ch. elegans* plants was carried out in five consecutive steps following standard practice of the value chain: production, light acclimatisation, transport in darkness, regeneration and interior spaces. These phases simulated different cultivation conditions, particularly varying light treatments.

During the value chain the carbohydrate content (sugar and starch) in *F. benjamina* decreased 15 to 30 % and in *Ch. elegans* about 50 %. Light intensities below $350 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ diminished carbohydrate concentrations depending on the plant species investigated. Based on these findings additional experiments were undertaken testing sugar supplied via the nutrient solution (7.5 g l⁻¹, 10 g l⁻¹ and 20 g l⁻¹ sucrose). Both species investigated responded with different carbohydrate concentration and vitality. Sugar nutrition was particularly beneficial for *Ch. elegans*.

This work provides a comprehensive and current overview of the capabilities and limitations to influence plant quality and vitality by light acclimatisation and sugar nutrition. For the first time, carbohydrate dynamics in interior plants has been studied in long term experiments in relation to their key cultivation stages for two important model species.

Keywords: *Ficus benjamina*, *Chamaedorea elegans*, interior landscaping, light, acclimatisation, carbohydrates, sugar nutrition, plant quality, HPLC analysis

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis	VIII
Tabellenverzeichnis	XIII
Abkürzungsverzeichnis	XV

1 Einführung	1
2 Kenntnisstand	3
2.1 Produktion von Innenraumbegrünungspflanzen	3
2.2 Pflanzenexport/-transport und qualitätsbeeinflussende Faktoren	6
2.3 Akklimatisation	14
2.4 Akklimatisationsmethoden in der Pflanzenproduktion	18
2.4.1 Einfluss von Produktionsmethoden auf die Pflanzenqualität und Akklimatisation	22
2.4.1.1 Äußere Qualität	23
2.4.1.2 Innere Qualität	30
2.5 Energiestoffwechsel	36
2.5.1 Photosynthese und Atmung	36
2.5.2 Kohlenhydrate im pflanzlichen Stoffwechsel	37
2.5.3 <i>Source-sink</i> -Beziehungen	39
2.6 Kohlenhydrataufnahme über die Wurzel	41
3 Problem- und Zielstellung	45
4 Material und Methode	49
4.1 Versuchsaufbau	49
4.2 Pflanzen-, Kultivierungs- und Analysematerial	50
4.3 Versuchsdurchführung	51
4.3.1 Versuch 1 – Lichtakklimatisation 50 %	51
4.3.2 Versuch 2 – Lichtakklimatisation 50 % mit Saccharosedüngung	54
4.3.3 Versuch 3 – Saccharosedüngung und Lichtangebot	56
4.3.4 Versuch 4 – Saccharosedüngung bei Lichtmangel	56
4.3.4.1 PPFD	57
4.4 Statistische Datenauswertung	59
4.5 Versuchsmethoden	59
4.5.1 Beschreibung der Probenahme und -aufbereitung	59
4.5.2 Analytik Kohlenhydrate	60
4.5.2.1 Zuckeranalyse	61

4.5.2.2	Beschreibung der Stärkeanalyse	62
4.5.3	Erfassung des Pflanzenwachstums	64
4.5.3.1	Frisch- und Trockenmassen	65
4.5.3.2	Morphologische Merkmale	65
4.5.3.3	Vitalitätsbewertung	65
4.5.4	Messungen zur CO ₂ -Bilanz	67
4.5.5	Ermittlung des Chlorophyll- und Flavonolgehaltes im Blatt	69
4.5.6	Blattflächenmessung	70
4.5.7	Substratanalysen	70
5	Ergebnisse, Auswertung und Diskussion	71
5.1	Ergebnisse Versuch 1 (Lichtakklimatisation)	71
5.1.1	Kohlenhydratgehalte bei <i>Ficus benjamina</i>	72
5.1.1.1	TNC, Stärke und Zucker	72
5.1.1.2	Zuckerarten	75
5.1.2	Pflanzenwachstum und Vitalität bei <i>Ficus benjamina</i>	76
5.1.2.1	Trockenmassen	76
5.1.2.2	Trockensubstanzgehalt	78
5.1.2.3	Vitalität und Erscheinungsbild	79
5.1.3	Kohlenhydratgehalte bei <i>Chamaedorea elegans</i>	82
5.1.3.1	TNC, Stärke und Zucker	82
5.1.3.2	Zuckerarten	83
5.1.4	Pflanzenwachstum und Vitalität bei <i>Chamaedorea elegans</i>	84
5.1.4.1	Trockenmasse	84
5.1.4.2	Trockensubstanzgehalt	85
5.1.4.3	Vitalität und Erscheinungsbild	86
5.2	Diskussion Versuch 1 (Lichtakklimatisation)	88
5.3	Ergebnisse Versuch 2 (Saccharosedüngung)	97
5.3.1	Kohlenhydratgehalte bei <i>Ficus benjamina</i>	97
5.3.2	Pflanzenwachstum und Vitalität bei <i>Ficus benjamina</i>	99
5.3.2.1	Trockenmasse	99
5.3.2.2	Trockensubstanzgehalt	102
5.3.2.3	Vitalität	103
5.3.2.4	Triebmorphologie	106
5.3.3	CO ₂ -Bilanz bei <i>Ficus benjamina</i>	106
5.3.4	Kohlenhydratgehalte bei <i>Chamaedorea elegans</i>	107

5.3.5 Pflanzenwachstum und Vitalität bei <i>Chamaedorea elegans</i>	109
5.3.5.1 Trockenmasse	109
5.3.5.2 Trockensubstanzgehalt	110
5.3.5.3 Vitalität bei <i>Chamaedorea elegans</i>	112
5.3.6 CO ₂ -Bilanz bei <i>Chamaedorea elegans</i>	115
5.3.7 CO ₂ -Abgabe Substrat	117
5.3.8 Substratanalysen	118
5.4 Diskussion Versuch 2 (Saccharosedüngung 7,5 g l ⁻¹ bzw. 10 g l ⁻¹)	119
5.5 Diskussion Unterschiede zwischen Versuch 1 und 2	128
5.6 Ergebnisse Versuch 3 (Saccharosedüngung – Lichtangebot)	131
5.6.1 Auswirkungen auf die Entwicklung von <i>Ficus benjamina</i>	131
5.6.1.1 Triebwachstum und Habitus	131
5.6.1.2 Blattanzahl und Blattflächen	134
5.6.1.3 Chlorophyllkonzentration, Flavonolgehalt (Polyphenole), NBI	135
5.6.2 Auswirkung auf die Entwicklung von <i>Chamaedorea elegans</i>	136
5.6.2.1 Chlorophyllkonzentration, Flavonolgehalt (Polyphenole), NBI	139
5.6.2.2 Sonstige Beobachtung	141
5.7 Diskussion Versuch 3 (Saccharosedüngung 1 %-ig bei abweichendem Lichtangebot)	142
5.8 Versuch 4 (Saccharosedüngung bei Lichtmangel)	147
5.8.1 Auswirkung auf <i>Ficus benjamina</i>	147
5.8.1.1 Vitalität bei <i>Ficus benjamina</i>	147
5.8.1.2 Chlorophyll, Flavonole und NBI bei <i>Ficus benjamina</i>	147
5.8.2 Auswirkung auf <i>Chamaedorea elegans</i>	148
5.8.2.1 Vitalität bei <i>Chamaedorea elegans</i>	148
5.8.2.2 Chlorophyll, Flavonole und NBI bei <i>Chamaedorea elegans</i>	149
5.8.2.3 Auswirkung auf das Kultursubstrat	149
5.9 Diskussion Versuch 4 (Lichtmangel + Saccharosedüngung 20 g l ⁻¹)	150
6 Zusammenfassende Bewertung und Schlussfolgerungen	152
7 Schlussfolgerungen für die Wissenschaft	156
8 Empfehlungen für die Praxis	159
9 Vorschläge für weitere Untersuchungen	164
10 Zusammenfassung	166
11 Literaturverzeichnis	168
12 Anhang	1

Danksagung

Erklärung

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Produktion von Containerware, South East Growers, Florida 2009 (©Wolf Sasse).	4
Abb. 2: Kultivierung von <i>Ficus lyrata</i> in bodengebundener Kultur, Malaysia 2009 (©Wolf Sasse).	4
Abb. 3: <i>Ficus microcarpa</i> Ballenware, Baumschule Thailand 2009 (©Wolf Sasse).	5
Abb. 4: <i>Ficus lyrata</i> Ballenware, Baumschule Thailand 2009 (©Wolf Sasse).	5
Abb. 5: Transportfertige Container-Pflanzen kurz vor der Beladung zum Schiffstransport 2009 (©Wolf Sasse).	6
Abb. 6: Lagerungssituation im Transportcontainer (VAN TRIGT 2013).	6
Abb. 7: Modell der qualitätsbeeinflussenden Faktoren und ihrer Wechselbeziehungen bei der Verschiffung von Pflanzen.	12
Abb. 8: Unterschiede zwischen Lichtsättigungskurve und Lichtkompensationspunkt (LKP) einer Schattenpflanze (akklimatisiert) und Sonnenpflanze (nicht akklimatisiert); Pfeile kennzeichnen jeweils den LKP (REED 2008).	16
Abb. 9: Veränderung des Strahlungsangebotes im Verlauf der Wertschöpfungskette, ausgehend von 100 % Globalstrahlung im Produktionsland (Beispiel Sommer, Florida).	19
Abb. 10: Schattenhalle – zur Strahlungssenkung werden Schattiernetze aus Nylon eingesetzt, 2009 (©Wolf SASSE).	21
Abb. 11: Habitus von <i>Ficus benjamina</i> kultiviert bei 100 % Strahlung (links) und bei 80 % Schattierung (rechts) (CONOVER und POOLE 1984).	24
Abb. 12: Typische Sonnenblätter von <i>Ficus benjamina</i> (O. V. 2014).	25
Abb. 13: Typische Schattenblätter von <i>Ficus benjamina</i> (KENPEI 2014).	25
Abb. 14: Zeitliche Abfolge der Entwicklung von Wurzel und Zuckerkonzentration von <i>Arabidopsis</i> -Sämlingen nach Zusatz von Zucker ins Hydrokultur-Medium; links: Kontrolle ohne Zuckerzusatz, mittig: Glucose-Anteil 10 mMol und rechts: Galactose-Anteil 10 mMol (verändert aus GROSSMANN <i>et al.</i> 2011).	43
Abb. 15: Kultivierung der Versuchspflanzen mit und ohne Schattengewebe, Beispiel <i>Chamaedorea elegans</i> (02.02.2010).	52
Abb. 16: Lagerung von <i>F. benjaima</i> und <i>Ch. elegans</i> in der Klimakammer – simulierte Verschiffung (16.3.2010).	53
Abb. 17: Standort Innenraum. Versuchspflanzen vor Fenster mit Westausrichtung (25.05.2010).	54
Abb. 18: Entwicklungszustand einer <i>F. benjamina</i> -Jungpflanze zu Beginn von Versuch 2.	55
Abb. 19: Mittlere wöchentliche PPFD (GWH) im Versuchsverlauf von Versuch 1 (Lichtakklimatisation) und Versuch 2 (Lichtakklimatisation + Zuckerdüngung).	57
Abb. 20: Mittlere monatliche PPFD im Verlauf von Versuch 3.	58
Abb. 21: Entwicklungsstufen Blatt, <i>F. benjamina</i> (KUBATSCH 2004).	66
Abb. 22: Entwicklungsstufen Wedel, <i>Ch. elegans</i> .	66
Abb. 23: Schematische Darstellung der CO ₂ -Messung	67

Abb. 24: Messprinzip Dualex® (O. V. 2010).	70
Abb. 25: Prozentuale Gesamtkohlenhydratgehalte (TNC) bei <i>Ficus benjamina</i> zum Ende der jeweiligen Versuchsphasen aufgeschlüsselt nach Zucker (Zu) und Stärke (St); S1 = unschattiert, S2 = schattiert. Unterschiedliche Buchstaben in den Phasen zeigen signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).	72
Abb. 26: Prozentuale Zucker- und Stärkeanteile vom Gesamtkohlenhydratgehalt bei <i>Ficus benjamina</i> zum Ende der Produktions- sowie Innenraumphase; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	73
Abb. 27: Gesamtzuckergehalte der einzelnen Pflanzenteile, <i>Ficus benjamina</i> ; S1 = unschattiert, S2 = schattiert; Bl = Blat, St = Stamm, Wu = Wurzel.	74
Abb. 28: Trockenmassezuwachs der einzelnen Pflanzenteile und der Gesamtpflanze bei <i>Ficus benjamina</i> während der etwa 8-monatigen Versuchsdauer; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	77
Abb. 29: Wurzelzustand, <i>Ficus benjamina</i> , unschattiert.	78
Abb. 30: Wurzelzustand, <i>Ficus benjamina</i> , schattiert.	78
Abb. 31: Gegenüberstellung der prozentualen Entwicklung von Trockenmasse (TM) und Stärkegehalt (St) bei <i>Ficus benjamina</i> ; Vergleich unschattierte (S1) und schattierte (S2) Kultivierung.	78
Abb. 32: Blattzuwachs (BZ), -verlust (BV) bei <i>Ficus benjamina</i> unschattiert (S1) und schattiert (S2); IR = Innenraum; sign. Unterschiede nach t-Test $p \leq 0,05^*$, $n = 10$.	80
Abb. 33: Erscheinungsbild von <i>Ficus benjamina</i> am Ende des Versuches; links: schattierte, rechts: unschattierte Variante.	81
Abb. 34: Prozentuale Gesamtkohlenhydratgehalte (TNC) bei <i>Chamaedorea elegans</i> zum Ende der jeweiligen Versuchsphasen; Zu = Zucker, St = Stärke; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	82
Abb. 35: Trockenmasseentwicklung bei unschattierten (S1) und schattierten (S2) <i>Chamaedorea elegans</i> während der einzelnen Phasen des Lichtakklimatisationsversuches; IR = Innenraum.	84
Abb. 36: Zusammenhang zwischen Blattzucker- und Trockensubstanzgehalt bei <i>Chamaedorea elegans</i> .	86
Abb. 37: Wedelneubildung (WZ) bzw. -verlust (WV) bei <i>Chamaedorea elegans</i> ; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$); S1 = unschattiert, S2 schattiert, IR = Innenraum.	86
Abb. 38: Unterschiedlich starke Ausfärbung des Blattgrüns bei <i>Chamaedorea elegans</i> (oben schattierte, unten unschattierte Variante) nach der Akklimatisationsphase.	87
Abb. 39: Erscheinungsbild von <i>Chamaedorea elegans</i> nach der Innenraumphase (links unschattiert, rechts schattiert).	88
Abb. 40: Prozentuale Gesamtkohlenhydratgehalte (TNC) in Relation zum Ausgangswert bei <i>Ficus benjamina</i> zum Ende der jeweiligen Versuchsphasen; unterschiedliche Buchstaben in den Phasen zeigen signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	97

Abb. 41: Gehalte der analysierten löslichen Zucker in Blatt, Stamm und Wurzel bei <i>Ficus benjamina</i> zu den einzelnen Beprobungszeitpunkten; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	98
Abb. 42: Fructose- (F), Glucose- (G) und Saccharosgehalt (S) von <i>Ficus benjamina</i> am Ende der jeweiligen Versuchsphasen; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	99
Abb. 43: Trockenmasse von Blatt, Stamm und Wurzel bei <i>Ficus benjamina</i> mit Saccharosedüngung (Z2) im Vergleich zur Kontrolle (Z1); Beprobung am Ende der Innenraumphase.	100
Abb. 44: Trockenmassezuwachs bei <i>Ficus benjamina</i> mit Saccharosedüngung (Z2) im Vergleich zur Kontrolle (Z1), Zeitraum: Ende Produktions- bis Ende Innenraumphase.	100
Abb. 45: Wurzelzustand von <i>Ficus benjamina</i> (Kontrolle) zu Versuchsende.	101
Abb. 46: Wurzelzustand von <i>Ficus benjamina</i> (Saccharosedüngung) zu Versuchsende.	101
Abb. 47: Stärkegehalt der Pflanze in Abhängigkeit von der Wurzeltrockenmasse bei <i>Ficus benjamina</i> ($n = 50$).	101
Abb. 48: Trockensubstanzgehalt von Blatt, Stamm und Wurzel bei <i>Ficus benjamina</i> nach der dreimonatigen Innenraumphase (Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung).	102
Abb. 49: Blattneubildung (BZ) bzw. -verlust (BV) bei <i>Ficus benjamina</i> (Z1 = Kontrolle/ohne Zucker, Z2 = Zuckerdüngung); *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).	103
Abb. 50: Zustand von <i>Ficus benjamina</i> (Kontrolle/ohne Zucker) nach dem Transport (Dunkelphase), Oktober 2010.	104
Abb. 51: Zustand <i>Ficus benjamina</i> (Saccharosedüngung) nach dem Transport (Dunkelphase), Oktober 2010.	104
Abb. 52: Zustand <i>Ficus benjamina</i> (Kontrolle) nach der Innenraumphase (April 2011).	105
Abb. 53: Zustand <i>Ficus benjamina</i> (Saccharosedüngung) nach der Innenraumphase (April 2011).	105
Abb. 54: CO ₂ -Bilanz (negative Werte = Abgabe; positive Werte = Aufnahme) nach 30 Minuten Messzeit bei <i>Ficus benjamina</i> bei unterschiedlichen Strahlungsintensitäten; gemessen während der Innenraumphase, signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$) durch unterschiedliche Buchstaben gekennzeichnet.	107
Abb. 55: Veränderung der TNC-Gehalte von <i>Chamaedorea elegans</i> aufgeschlüsselt nach Stärke- (St) und Zuckeranteil (Zu) am Ende der einzelnen Versuchsphasen in Relation zum Ausgangswert (Produktion); Z1 = ohne Saccharosedüngung, Z2 = mit Saccharosedüngung; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede nach t-Test nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).	108
Abb. 56: Vergleich der Trockenmasseentwicklung von <i>Chamaedorea elegans</i> mit (Z2) und ohne Saccharosedüngung (Z1).	110
Abb. 57: Trockenmassen von Blatt, Stamm und Wurzel von <i>Chamaedorea elegans</i> ohne (Z1) und mit Saccharosedüngung (Z2) am Ende der dreimonatigen Innenraumphase.	110

Abb. 58: Trockensubstanzgehalt bei <i>Chamaedorea elegans</i> im Verlauf der einzelnen Versuchsphasen (Saccharosedüngung = Z2, Kontrolle = Z1); *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).	111
Abb. 59: Trockensubstanzgehalt von Blatt, Stamm und Wurzel bei <i>Chamaedorea elegans</i> . Beprobung nach dreimonatiger Innenraumphase; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	112
Abb. 60: Wedelneubildung (WZ) bzw. -verlust (WV) und Neuaustrieb bei <i>Chamaedorea elegans</i> ; **signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,01$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	113
Abb. 61: Vitalitätszustand von <i>Chamaedorea elegans</i> (Kontrolle/ohne Zucker) am Ende der Regenerationsphase.	114
Abb. 62: Vitalitätszustand von <i>Chamaedorea elegans</i> (Saccharosedüngung) am Ende der Regenerationsphase.	114
Abb. 63: Vitalitätszustand von <i>Chamaedorea elegans</i> (Kontrolle/ohne Zucker) am Ende der Innenraumphase.	115
Abb. 64: Vitalitätszustand von <i>Chamaedorea elegans</i> (Saccharosedüngung) am Ende der Innenraumphase; Pfeile kennzeichnen Neuaustrieb.	115
Abb. 65: CO ₂ -Bilanz (negative Werte = Abgabe; positive Werte = Aufnahme) nach 30 Minuten Messzeit bei <i>Chamaedorea elegans</i> bei unterschiedlichen Strahlungsintensitäten; gemessen während der Innenraumphase, signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$) durch unterschiedliche Buchstaben gekennzeichnet.	116
Abb. 66: Mittlere CO ₂ -Entwicklung in der Küvette bei <i>Chamaedorea elegans</i> innerhalb von 30 Minuten bei Kontrolle/ohne Zucker (Z1) und Zuckerdüngung (Z2); gemessen bei einer Strahlungsintensität von $26,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, $n = 5$.	116
Abb. 67: CO ₂ -Abgabe der in Alufolie eingewickelten Substratballen, mZ = mit Zucker, oZ = ohne Zucker, $n = 3$.	117
Abb. 68: CO ₂ -Abgabe Substratballen innerhalb von 10 min.; gemessen bei <i>Ficus benjamina</i> -Ballen, $n = 6$	118
Abb. 69: Vergleich des prozentualen Anteiles der analysierten Pflanzenteile (Blatt, Stamm, Wurzel) am Gesamtzuckergehalt der Pflanze der Versuchsreihen Lichtakklimatisation (blau) und Saccharosedüngung (rot) zum Beprobungszeitpunkt „Produktion“.	129
Abb. 70: Habitus von <i>Ficus benjamina</i> nach verschiedenen Kultivierungsvarianten ($n = 3$), Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	131
Abb. 71: <i>Ficus benjamina</i> kultiviert unter 50 % Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: mit Zuckerdüngung.	133
Abb. 72: <i>Ficus benjamina</i> kultiviert ohne Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: mit Zuckerdüngung.	133
Abb. 73: Habitusvergleich bei <i>Ficus benjamina</i> nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung; links 50 % schattierte Pflanze mit Zuckerdüngung, rechts unschattierte Pflanze ohne Zuckerdüngung.	133

Abb. 74: Blattanzahl (Punkte) und Fläche je Blatt (Balken) bei <i>Ficus benjamina</i> nach verschiedenen Kulturbedingungen, Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	134
Abb. 75: Zustand des Wurzelballens von <i>Ficus benjamina</i> (schattierte Kontrolle, links) und (schattiert Saccharosedüngung, rechts) zu Versuchsende; Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung.	135
Abb. 76: Habitus von <i>Ch. elegans</i> nach 56 Wochen Kultivierung bei 50 % Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: Saccharosedüngung.	138
Abb. 77: Habitus von <i>Ch. elegans</i> nach 56 Wochen Kultivierung ohne Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: Saccharosedüngung.	138
Abb. 78: Wedelanzahl (Punkte) je Einzelpflanze und Fläche (Balken) je Wedel bei <i>Chamaedorea elegans</i> nach unterschiedlichen Kulturbedingungen; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	139
Abb. 79: Blattausfärbung bei <i>Chamaedorea elegans</i> bei 50 % Schattierung; links: Kontrolle, rechts: mit Saccharosedüngung.	140
Abb. 80: Blattausfärbung bei <i>Chamaedorea elegans</i> ohne Schattierung; links: Kontrolle, rechts: mit Saccharosedüngung.	140
Abb. 81: Schmierlausbefall bei <i>Chamaedorea elegans</i> (schattierte Kontrolle).	141
Abb. 82: Blattzuwachs und -verlust bei 90 % schattierten <i>Ficus benjamina</i> in einem Zeitraum von 13,5 Monaten, n = 6.	147
Abb. 83: Wedelneubildung und -verlust nach Lichtmangelsituation, n = 6.	148
Abb. 84: Verfestigung des Substratballens (<i>Chamaedorea elegans</i>) nach 13,5 Monaten Kultivierung; links: Saccharosedüngung 20 g l ⁻¹ , rechts: Kontrolle; kultiviert im 9-cm-Topf.	149
Abb. 85: Modell zu den Auswirkungen einer flüssigen Zuckerdüngung auf die Pflanze und den Boden sowie deren Wechselwirkungen; eingerahmte Parameter in der vorliegenden Studie bestimmt/untersucht.	156

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Vergleich der mittleren Globalstrahlung von Januar und Juli in Florida (USA) und Deutschland (MÜHR 2009, *O. V. 2009).	3
Tab. 2: Qualitative Bewertung und Blattverlust von <i>Ficus benjamina</i> nach Verschiffung (28 Tage) in Abhängigkeit von Strahlungsangebot in der Produktion und Verschiffungstemperatur. Qualitätsstufen: 1 = nicht verkaufsfähig, 3 = gut, geringste verkaufsfähige Qualität, 5 = sehr gut, höchste Qualität; Zwischenstufen wurden nicht definiert (CONOVER und POOLE 1986a).	8
Tab. 3: Empfohlene Verschiffungsbedingungen für Grünpflanzen generell und beispielhaft für <i>Ficus benjamina</i> sowie <i>Chamaedorea elegans</i> ; [?] = nicht angegeben bzw. unbekannt.	11
Tab. 4: Gegenüberstellung der Wachstumsbedingungen von Produktion, Transport und Verwendung (*JANSEN 2001).	18
Tab. 5: Dauer der Akklimatisationszeit in Abhängigkeit von Topfgröße und Jahreszeit am Beispiel <i>Ficus benjamina</i> (verändert nach KUBATSCH 2003).	22
Tab. 6: Gegenüberstellung typischer sichtbarer Parameter von akklimatisierten und nicht akklimatisierten Pflanzen, als Ergänzung zu Abb. 12 und 13.	26
Tab. 7: Einfluss des Lichtangebotes auf Wachstum und Blattzuwachs bzw. verlust von Pflanzen.	26
Tab. 8: Einfluss von Lichtintensität und Düngung auf die inneren Qualitätsparameter von Pflanzen (+ steigt, - sinkt, 0 ohne Effekt) (IBRAHIM <i>et al.</i> 2011, VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005, REYES <i>et al.</i> 1996a, JOINER <i>et al.</i> 1980, JOHNSON <i>et al.</i> 1979, FONTENO und MCWILLIAMS 1978, COLLARD <i>et al.</i> 1977).	34
Tab. 9: Zuckeraufnahme bei intakten Mais-Wurzeln, die für 24 h in einer Mischzuckerlösung (10 µM) gehalten wurden (JONES und DARRAH 1996).	43
Tab. 10: Übersicht der Versuchsvarianten und der einzelnen Versuche und Versuchsdauer.	50
Tab. 11: Retentionszeiten der untersuchten Zucker bei einer Fließgeschwindigkeit von 0,8 ml/min und deren Nachweisbereiche (HPLC-Analyse).	61
Tab. 12: Optische Bewertung des Pflanzenzustands nach Boniturstufen (ordinalskalierte Merkmale).	67
Tab. 13: Gesamtzuckergehalt bei <i>Ficus benjamina</i> und Verhältnis Zuckergehalt zwischen Blatt, Stamm und Wurzel. Unterschiedliche Buchstaben innerhalb der Phasen zeigen signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$); S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	75
Tab. 14: Trockensubstanzgehalt schattierter <i>Ficus benjamina</i> im Vergleich zu den Kontrollpflanzen; = gleich, - geringer, höher; signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05^*$, $p \leq 0,01^{**}$, $n = 5$).	79
Tab. 15: Gesamtzuckergehalt bei <i>Ch. elegans</i> und Verhältnis Zuckergehalt zwischen Blatt, Stamm und Wurzel; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	83
Tab. 16: Vergleich der Triebmorphologie bei unterschiedlicher Düngung bei <i>Ficus benjamina</i> (Z1 = Standarddüngung, Z2 = Zuckerdüngung); *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), BL = Blattlänge, BB = Blattbreite, IL = Internodienlänge.	106

Tab. 17: pH- und EC-Werte der Substrate, Versuch 2, n = 3.	118
Tab. 18: Kohlenhydratgehalte von <i>Ficus benjamina</i> und <i>Chamaedorea elegans</i> am Ende der Produktionsphase mit einer Gegenüberstellung der Versuche Lichtakklimation und Saccharosedüngung.	129
Tab. 19: Vergleich des Internodienwachstums bei <i>Ficus benjamina</i> nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung; oZ = ohne Zucker, mZ mit Zucker.	132
Tab. 20: Frischmassen der oberirdischen Pflanzenorgane von <i>Ficus benjamina</i> , Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung.	134
Tab. 21: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von <i>Ficus benjamina</i> nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung, n = 9.	136
Tab. 22: Frischmassen von <i>Chamaedorea elegans</i> ; Versuch Lichtintensität in Kombination mit Saccharosedüngung, Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung.	137
Tab. 23: Chlorophyll- (Chl), Flavonolgehalt (Flav) und NBI von <i>Chamaedorea elegans</i> nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung, n = 9.	141
Tab. 24: Einfluss von Lichtakklimation und Zuckerdüngung auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität von <i>Ficus benjamina</i> und <i>Chamaedorea elegans</i> (+positiver/-negativer Einfluss, 0 = kein Einfluss; KH = Kohlenhydratgehalt).	153
Tab. 25: Gegenüberstellung wichtiger Parameter bei <i>Ficus benjamina</i> mit und ohne Lichtakklimation.	159

Abkürzungsverzeichnis

ABA	Abscisinsäure
ADP	Adenosindiphosphat
ATP	Adenosintriphosphat
BB, BL	Blattbreite, Blattlänge
BZ, BV	Blattzuwachs, Blattverlust
Chl	Chlorophyll
DR	Dunkelrot
Flav	Flavonole
FLL	Forschungsgesellschaft Landschaftsentwicklung Land- schaftsbau e.V.
FM	Frischmasse
GWH	Gewächshaus
HR	Hellrot
IL	Internodienlänge
IR	Innenraum
KH	Kohlenhydrate
KCL	Kaliumchlorid
MW	Mittelwert
mZ	mit Zucker
NADPH ₂	Nicotinsäureamid-Adenin-Dinucleotid-Phosphat
NBI	Nitrogen Balance Index (Stickstoffbilanz-Index Dualex®)
NIR	naher Infrarotbereich
oZ	ohne Zucker (Kontrolle)
o. V.	ohne Verfasser
PAR	Photosynthetically Active Radiation
PS I und II	Photosystem I und II
rL	relative Luftfeuchtigkeit
ROS	Reactive Oxygen Species
S1	Variante „ohne Schatten“ (Versuch 1)
S2	Variante „mit Schatten“ (Versuch 1)
Stabw	Standardabweichung
St	Stärke
tIB	Zeitpunkt Istbonitur
TM	Trockenmasse
TNC	total nonstructural carbohydrates
TKS	Torfkultursubstrat
TS	Trockensubstanzgehalt
tVB	Zeitpunkt vorangegangene Bonitur
USA	United States of Amerika
V1, 2, 3, 4	Versuch 1, 2, 3, 4
VE-Wasser	vollentsalztes Wasser
WZ, WV	Wedelzuwachs, Wedelverlust
Zu	Zucker
Z1	Variante „ohne Zuckerdüngung“ (V2)
Z2	Variante „mit Zuckerdüngung“ (V2)

1 Einführung

Pflanzen stellen ein relevantes Element im urbanen Umfeld dar. Sie werden als sog. Bauwerksbegrünung in die Architektur integriert. Bei dieser handelt es sich vornehmlich um Fassaden-, Dach- und Innenraumbegrünung. Insbesondere Unternehmen setzen zunehmend auf die Begrünung ihrer Gebäude, d. h. begrünte Arbeits- und Präsentationsbereiche, da diese einen Imagegewinn darstellen (O. V. 2012). Die Begrünung von Eingangshallen, Großraumbüros, Hotelfoyers, Einkaufspassagen, Kliniken oder auch Wellnessbereichen wirkt sich positiv auf das Konsumverhalten, die Produktivität und Gesundheit des Menschen aus (SMITH *et al.* 2011, BRINGSLIMARK *et al.* 2009, BRINGSLIMARK *et al.* 2007, MENKE 2007, NIGZ 2004, PEARSON-MIMS und LOHR 2000, Lohr *et al.* 1996). Die positiven Effekte einer Raumbegrünung werden jedoch nur relevant, wenn die Pflanzen ein gesundes und vitales Erscheinungsbild zeigen. Schlecht gepflegte oder eingeschränkt vitale Pflanzen bzw. Pflanzungen bewirken das Gegenteil (MENKE und WETTELS 2012, VOLM 2002). Dementsprechend sollten die Pflanzen möglichst lange ein optisch positives Erscheinungsbild beibehalten. Nach FLL (2011) ist diesbezüglich eine „Dauerhaftigkeit der Begrünung von 10 Jahren und länger vorgesehen“. Um diese Voraussetzungen erfüllen zu können, wird u. a. die Verwendung akklimatisierter Pflanzen gefordert.

Für die Begrünung von Innenräumen kommen insbesondere Pflanzenarten aus tropischen und subtropischen Klimaregionen, welche sich durch ganzjährig hohe Einstrahlung und Temperaturen auszeichnen, zum Einsatz. Aus ökonomischen Gründen erfolgt auch die Produktion der Pflanzen überwiegend in den Herkunftsgebieten. So wurden 2013 z. B. aus China Pflanzen im Wert von 10,7 Mio. € und jeweils rund 5,6 Mio. € aus Costa Rica sowie Honduras nach Europa importiert (AIPH, 2014). Die Kosten für eine Großpflanze liegen z. B. für *Bucida buceru* (4,5 bis 5 m) bei 4 300 Euro, für einen *Ficus benjamina* (1,60 m) bei 500 Euro (BIP 2013).

Lichtmangel stellt den signifikantesten Stressfaktor für Innenraumbegrünungspflanzen dar. Die Lichtintensität im Innenraum kann weniger als 10 % der Außenstrahlung betragen. In der Pflanzenproduktion erfolgt daher die Kultivierung unter Schattiergeweben, um die Pflanzen schon vor der Verwendung an geringere Strahlungsintensitäten zu akklimatisieren. Dennoch ist häufig eine Qualitätsminderung durch Blattverluste und Wuchsdepressionen zu beobachten (RANGE 2010, BREEDIJK 2009). In der Folge müssen Pflanzen nach dem Transport neu aufgebaut und am Innenraumstandort regelmäßig ausgetauscht oder ersetzt werden, was einen

Mehraufwand an Investitions- und Pflegekosten nach sich zieht. Der Verzicht auf die Begrünung aufgrund steigender Pflegekosten ist oft die letzte Konsequenz. Dies widerspricht jedoch der Verbesserung der urbanen Lebensqualität durch eine Begrünung und ebenfalls dem Nachhaltigkeitsaspekt.

Um einen Überblick über die Wirkung von Akklimatisationsmethoden hinsichtlich Pflanzen für Innenräume zu erlangen, werden in der vorliegenden Arbeit zunächst der aktuelle Stand der Technik und der Forschung zur Thematik erläutert und bewertet. Betrachtet wird des Weiteren die Bedeutung der Kohlenhydrate im pflanzlichen Stoffwechsel und als exogene Energiequelle, d. h. die Möglichkeit der Kohlenhydrataufnahme über die Wurzel. Anschließend werden die sich daraus ergebenden Forschungsfragen und die Zielstellung für praktische Versuche formuliert.

2 Kenntnisstand

2.1 Produktion von Innenraumbegrünungspflanzen

Für die Innenraumbegrünung werden größtenteils immergrüne Pflanzenarten verwendet, welche in tropischen und subtropischen Klimaregionen beheimatet sind. Die Hauptproduktionsgebiete liegen in Afrika, Asien, Australien, Zentral- und Südamerika (CHEN *et al.* 2005a). Florida (USA) zählt jedoch zu den führenden Produzenten von Grünpflanzen (MITCHELL 2008, NELL 2004). Diese Region zeichnet sich durch ganzjährig hohe Globalstrahlungswerte, Sonnenscheindauer und Tagestemperaturen sowie Nachttemperaturen von mind. 11 °C aus (EHRLE und HOLLAND 2013). In Mitteleuropa erreichen die Lichtintensitäten im Freiland speziell in den Monaten Oktober bis März im Vergleich wesentlich geringere Werte (Tab. 1).

Tab. 1: Vergleich der mittleren Globalstrahlung von Januar und Juli in Florida (USA) und Deutschland (MÜHR 2009, *O. V. 2009).

Ort	Januar [W m^{-2}] (Winter)	Juli [W m^{-2}] (Sommer)
Florida	110 – 120	190 – 200
Deutschland	30 – 50	211*

Für die Begrünung von Innenräumen, wie z. B. Einkaufszentren, Banken oder Hotels, werden vorrangig große Palmen und Gehölze (bis max. 12 m Höhe) aus Übersee importiert. In den gemäßigten Breiten wären zur Kultivierung derartiger Großpflanzen entsprechend hohe Gewächshäuser notwendig. Vor allem durch die benötigte Zusatzbelichtung und Heizenergie in den Wintermonaten würde sich die Produktion tropischer und subtropischer Pflanzen kostenintensiv gestalten (CONOVER und POOLE 1983b). Nach ROGMANS (2006) beträgt die erforderliche Kulturzeit in den Niederlanden für Grünpflanzen von einem Meter Höhe durchschnittlich zwölf bis achtzehn Monate. Wird eine Pflanze mit der gleichen Wuchshöhe importiert, ist im Importland nur eine Akklimatisationsphase von etwa 3 Monaten nötig. So kann die Kulturzeit bis zum Verkauf im Vergleich zu einer Produktion in den gemäßigten Klimaregionen um 80 bis 90 % reduziert werden. Das zuvor beschriebene Klima Floridas ermöglicht den exportierenden Baumschulen bzw. Gartenbaubetrieben die ganzjährige Kultivierung der Pflanzen im Freiland (CHEN *et al.* 2005a). Als Produktionsformen sind sowohl Containerkultur als auch die bodengebundene Kultur üblich (Abb. 1 und 2). Bei der bodengebundenen Kultur werden die Pflanzen mit Wurzelballen ausgestochen und in

Form von Ballenware verkauft (Abb. 3 und 4). In der Regel wird jedoch nur Containerware nach Europa exportiert. Die Pflanzen werden dafür entsprechend den europäischen Anforderungen kultiviert und zertifiziert (SANDOVAL 2012).



Abb. 1: Produktion von Containerware, South East Growers, Florida 2009 (©Wolf Sasse).



Abb. 2: Kultivierung von *Ficus lyrata* in bodengebundener Kultur, Malaysia 2009 (©Wolf Sasse).



Abb. 3: *Ficus microcarpa* Ballenware, Baumschule Thailand 2009 (©Wolf Sasse).



Abb. 4: *Ficus lyrata* Ballenware, Baumschule Thailand 2009 (©Wolf Sasse).

2.2 Pflanzenexport/-transport und qualitätsbeeinflussende Faktoren

Der Pflanzenexport wird in zwölf Meter langen, klimatisierten Containern üblicherweise per Schiff durchgeführt, wobei die Verschiffungsdauer zwischen zwei und vier Wochen betragen kann (SANDOVAL 2012, BREEDIJK 2009). Für den Transport werden die Pflanzen – abhängig von Größe und Produzenten – entweder mit luftdurchlässiger Folie oder Gewebe umwickelt (größere Pflanzen, Abb. 5) oder in Kartons verstaut (VAN TRIGT 2013, CONOVER 1980). Durch das Verpacken der Pflanzen können mechanische Schäden reduziert, physiologische Beeinträchtigungen jedoch nicht verhindert werden (CONOVER und POOLE 1984). Während des Transportes werden große Pflanzen liegend gelagert (Abb. 6) und weder belichtet noch findet eine Bewässerung statt. In den Klimacontainern werden Temperatur und relative Luftfeuchtigkeit geregelt.



Abb. 5: Transportfertige Container-Pflanzen kurz vor der Beladung zum Schiffstransport 2009 (©Wolf Sasse).



Abb. 6: Lagerungssituation im Transportcontainer (VAN TRIGT 2013).

Diverse Untersuchungen haben die Klimaansprüche von Grünpflanzen während des Transportes thematisiert. Im Folgenden wird auf die wesentlichen Verschiffungsfaktoren ausführlicher eingegangen. Übersichten zu den Temperaturansprüchen verschiedener Pflanzenarten in Verbindung mit der Transportdauer liefern KAWABATA und NISHIJIMA (2004), NELL (2004), WELBY und MCGREGOR (2004) sowie STERLING und MOLENAAR (1986). Die Aussagen der Autoren sind schwer zu vereinheitlichen. WELBY und MCGREGOR (2004) unterscheiden z. B. bei den Verschiffungstemperaturen zwischen akklimatisierten und nicht akklimatisierten Pflanzen, wobei bei Letzteren die mögliche schadensfreie Transportdauer deutlich verkürzt ist. Nicht akklimatisierte *Ficus-benjamina*-Pflanzen können gut bei 13 – 21 °C (Dauer nicht länger als 7 Tage), akklimatisierte bei 13 – 15,5 °C (bis zu 28 Tage) verschifft werden. 10 bis 21 °C (Dauer bis zu 10 Tage) werden für nicht akklimatisierte *Chamaedorea-elegans*-Pflanzen angegeben. Wurden die Palmen akklimatisiert sollte die Verschiffung bei 10 – 15,5 °C stattfinden (bis zu 28 Tage). Die optimale Verschiffungstemperatur für die einzelnen Pflanzenarten hängt nach CONOVER und POOLE (1983a) vermutlich ebenfalls von der Jahreszeit ab, in welcher sie vor dem Transport kultiviert worden sind. Unter höheren Lichtintensitäten und Temperaturen produzierte Pflanzen (Juni – September) reagieren empfindlicher auf niedrigere Verschiffungstemperaturen (nicht weiter definiert). So traten im Rahmen einer in den Wintermonaten (Florida) durchgeführten Studie von POOLE und CONOVER (1983) bei 13 °C Verschiffungstemperatur die geringsten Blattverluste auf. In einer späteren Studie zum Schiffstransport von *Ficus benjamina* zeigte sich bei 16 °C die beste äußere Qualität und der geringste Blattverlust (Tab. 2). Hier erfolgte jedoch die Kultivierung der Versuchspflanzen in den Sommermonaten (Florida). Mit steigendem Lichtangebot in der Produktionsphase wurden auch höhere Verschiffungstemperaturen (bis 19 °C) toleriert. Weniger als 13 °C führten hingegen bei allen Kultivierungsvarianten zu Kälteschäden in Verbindung mit hohem Blattverlust (CONOVER und POOLE 1986a). Begründet könnte die jahreszeitliche Abhängigkeit mit dem unterschiedlichen Akklimatisationsstatus der Pflanzen werden (im Sommer niedriger als im Winter), was mit den Aussagen von WELBY und MCGREGOR (2004) übereinstimmen würde.

Tab. 2: Qualitative Bewertung und Blattverlust von *Ficus benjamina* nach Verschiffung (28 Tage) in Abhängigkeit von Strahlungsangebot in der Produktion und Verschiffungstemperatur. Qualitätsstufen: 1 = nicht verkaufsfähig, 3 = gut, geringste verkaufsfähige Qualität, 5 = sehr gut, höchste Qualität; Zwischenstufen wurden nicht definiert (CONOVER und POOLE 1986a).

Verschiffungstemperatur [°C]	10	13	16	19	10	13	16	19
Strahlung [$\mu\text{mol}/\text{m}^2 \text{ s}^{-1}$]	Qualität				Blattverlust [%]			
312	2,3	3,2	3,5	2,3	95	41	30	72
587	1,5	3,6	4,3	3,6	95	40	19	45
862	1,7	4,2	4,7	3,6	95	39	15	38

Auch NELL (2004) simulierte Verschiffungen mit verschiedenen Blattpflanzen bei unterschiedlichen Temperaturen (10 °C, 13 °C, 16 °C und 19 °C). Der Versuch ergab, dass *Dracaena marginata* bei 13 °C, 16 °C sowie 19 °C und *Schefflera arboricola* bei 19 °C eine dreiwöchige Dunkellagerung zwar mit Blattverlust, jedoch ohne signifikante Qualitätsverluste überstehen. *F. benjamina* zeigte bei 10 °C sowie 13 °C die beste Qualität, wurde jedoch bei einer sechstägig anhaltenden Lagertemperatur von 4 °C geschädigt. Bei den Untersuchungen von STERLING und MOLENAAR (1986) offenbarte *Ficus benjamina* schon bei Temperaturen von 10 °C Kälteschäden und wurde als mäßig kälteempfindlich eingestuft. Optimale Qualitätsergebnisse wurden bei 15 °C erzielt, bei denen auch eine Transportdauer von mehr als 21 Tagen gut möglich scheint.

CONOVER und POOLE (1983b) ermittelten für *Ficus benjamina* bei einer Transportdauer von 28 Tagen 10 °C und bei 14 Tagen 15,5 °C als beste Variante. 18,3 °C führten bei einer Dauer über 21 Tagen zu gelben Blättern und Blattverlust. Entgegen der Ergebnisse von NELL (2004) erwiesen sich in dieser Untersuchung für *Schefflera arboricola* 10 °C als vorteilhaft.

Neben der Temperatur spielt die Luftfeuchtigkeit im Klimacontainer sowie die Feuchtigkeit des Pflanzensubstrats eine signifikante Rolle für das Erhalten der Pflanzenqualität. Die bisher in der Literatur dokumentierten Versuche zur Verschiffungstemperatur wurden zwar bei definierter relativer Luftfeuchtigkeit (rL) durchgeführt, gezielte Untersuchungen zum Einfluss des Feuchtigkeitsgehaltes der Luft im Transportcontainer fehlen jedoch. Dennoch finden sich diesbezüglich in differenten Publikationen pflanzenartbezogene Empfehlungen. Die Angaben schwanken je nach Pflanzenart zwischen 75 und 90 % rL. CONOVER und POOLE (1986b) weisen darauf hin, dass bei einem Transport bis zu sieben Tagen auch bei geringerer Luftfeuchtigkeit kaum Trockenschäden auftreten. Dies gilt ebenso für längere Transporte, wenn kontinuierlich

80 und 90 % rL gegeben sind, da so eine Austrocknung des Pflanzsubstrats minimiert werden kann.

Laut PETERSON *et al.* (1980) reagiert *Ficus benjamina* besonders empfindlich auf Trockenstress, was sich durch Blattfall äußert. Eine Konditionierung von *Ficus benjamina* zur Reduzierung des Blattfalls bei Wassermangel durch seltenere Bewässerung in der Produktionsphase ist nach STEINKAMP *et al.* (1991) nicht möglich.

In diesem Zusammenhang belegten Untersuchungen zum Bewässerungszeitpunkt (0/Transporttag, 1, 4, 7 oder 10 Tage vorher) von CONOVER (1994), dass *Ficus benjamina* bestenfalls direkt vor Transportbeginn, mindestens aber einen Tag vorher durchdringend gewässert werden sollte. Mit dieser Methode konnte bei einer Verschiffungsdauer von zwei Wochen bei 16 °C eine gute bis sehr gute Verkaufsqualität erhalten werden.

Feuchtes Blattwerk durch Bewässerung oder Regen unmittelbar vor der Verladung/Verpackung der Pflanzen sollte laut CONOVER und POOLE (1986b) vermieden werden. Bei höheren Verschiffungstemperaturen kann so die Infektion mit Bakterien oder Pilzen gefördert werden. Einerseits werden die Pflanzen durch den Transport geschwächt und sind demgemäß anfälliger für Krankheitserreger. Andererseits benötigen viele Pilzarten Feuchtigkeit für ihre Entwicklung oder können meist erst in geschwächtes Gewebe eindringen. So sind z. B. die Sporen des Schwächeparasiten *Botrytis cinerea* fast überall vorhanden und können – auch zunächst ohne die Pflanze zu infizieren – auf den Blättern überdauern. Erst bei geeigneten Bedingungen, wie Taubildung auf den Blättern oder anhaltend hoher Luftfeuchtigkeit sowie wenig Luftbewegung, kann es zu einer Infektion kommen (BÜRKI *et al.* 2011, BUTIN 1996). Laut NOORDEGRAAF (1995) zeigen viele Pflanzen nach dem Transport *Botrytis*-Symptome. Eine geringere Luftfeuchtigkeit vermag das Infektionsrisiko zu minimieren, zieht aber andere Probleme nach sich. Irreversible Trockenschäden und Blattverlust sind nicht zu verhindern, wenn länger andauernde Transporte (> 7 Tage) bei geringer Luftfeuchtigkeit stattfinden. Dann verlieren auch vorher wassergesättigte Ballen zuviel Feuchtigkeit oder trocknen ganz aus (CONOVER und POOLE 1983a). STEPHENS (2003) empfiehlt in diesem Zusammenhang die Verwendung von Substraten mit gutem Wasserspeichervermögen und Zusatzstoffen, wie z. B. Superabsorber, um einem zu schnellen Austrocknen entgegenzuwirken. Bei einigen Pflanzenarten kann hingegen zu feuchtes Substrat während des Transportes zu Schäden bzw. Qualitätsverlusten führen. So wurde z. B. bei *Dracaena fragrans* 'Massangeana' die beste Qualität erzielt, wenn 10 Tage vor Transportbeginn die letzte Bewässerung erfolgte (CONOVER 1994). Allgemein ist es

nach CONOVER und POOLE (1986b) von Vorteil, wenn während des Transportes das Substrat feucht (50 % der Wasserkapazität) gehalten werden kann.

Ethylen ist ein gasförmiges Stoffwechselprodukt von höheren Pflanzen und Mikroorganismen mit Auswirkungen auf die pflanzliche Entwicklung. Es ist ein Phytohormon, das u. a. die Blattseneszenz und Fruchtreife stimuliert. Grünpflanzen reagieren auf die Einwirkung des Gases hauptsächlich mit Blattvergilbungen, Blattabwurf und Wuchshemmung (ABELES *et al.* 1992, WOLTERING 1986, LÜRSSEN 1981). Durch den Transport werden die Pflanzen abiotischen Stressfaktoren (z. B. Lichtmangel, Trockenheit, eventuell mechanischen Beschädigungen) ausgesetzt, die zu einer Steigerung der Ethylenbiosynthese führen (HALL *et al.* 2006, KÜHNEMANN und URBAN 2000, MORGAN und DREW 1997). Aufgrund der Verpackung oder Lagerungsart kann es zu einem reduzierten bzw. fehlenden Luftaustausch und infolgedessen zu einer Ansammlung des Gases im Container kommen. CONOVER und POOLE (1983) konstatieren hingegen, dass Ethylen bei Verschiffungstemperaturen niedriger als 18,3 °C kein wesentliches Problem darstellt.

Resümierend ist festzuhalten, dass es schwierig ist, allgemeingültige Aussagen zu den optimalen Verschiffungsbedingungen von Pflanzen zu treffen. Übersichtstabellen zu den Pflanzenansprüchen an die Temperatur beim Transport zeigen teilweise große Unterschiede zwischen den Arten auf und hängen zudem von der Transportdauer ab. Demnach müssten für jede Pflanzenart die benötigten Klimabedingungen geschaffen werden. In einem Klimacontainer, in welchem die zu verschiffenden Pflanzen gesammelt und möglichst effizient gelagert werden, ist dies aus wirtschaftlichen und technischen Gründen kaum möglich. Von einigen Autoren werden dementsprechend Temperaturbereiche empfohlen, die für Grünpflanzen allgemein als günstig angesehen werden (Tab. 3). Aber auch hier unterscheiden sich die Empfehlungen und sind partiell unvollständig angegeben.

Tab. 3: Empfohlene Verschiffungsbedingungen für Grünpflanzen generell und beispielhaft für *Ficus benjamina* sowie *Chamaedorea elegans*; [?] = nicht angegeben bzw. unbekannt.

Pflanzenart	Optimale Temperatur [°C]	Verschiffungs-Dauer maximal [d]	relative Luftfeuchtigkeit t [%]	Quelle
Grünpflanzen allgemein	15 – 18 18 10 – 15 15 – 18 (mind. 10 – 13)	? 14 ? ?	? 90 ± 5 90 85 – 90	CONOVER (1980) CONOVER und POOLE (1983b) STERLING und MOLENAAR (1986) NELL (2004)
<i>Ficus benjamina</i> , akklimatisiert	15 13 – 16 13 – 16 13 – 15,5	> 21 30 30 28	90 ? 85 – 90 ?	STERLING und MOLENAAR (1986) RUDNICKI <i>et al.</i> (1991) NELL (2004) WELBY und MCGREGOR (2004)
<i>Ficus spp.</i> nicht akklimatisiert	13 – 21	7	65 – 85	WELBY und MCGREGOR (2004)
<i>Chamaedorea elegans</i> , akklimatisiert	13 – 16 13 – 16 10 – 15,5	15 15 28	90 85 – 90 ?	RUDNICKI <i>et al.</i> (1991) NELL (2004) WELBY und MCGREGOR (2004)
nicht akklimatisiert	10 – 21	10	65 – 75	WELBY und MCGREGOR (2004)

Die Untersuchungen zum Pflanzentransport verdeutlichen, dass mehrere Faktoren Auswirkungen auf die Erhaltung der Qualität von Pflanzen beim Verschiffen haben und diese in enger Wechselbeziehung stehen. Das in Abb. 7 gezeigte Modell veranschaulicht diese vielfältigen Zusammenhänge. Im Zentrum stehen dabei die Pflanzenart, Transportdauer, Jahreszeit und der Akklimatisationsstatus der Pflanzen. Diese vorgegebenen Bedingungen stehen zum Zeitpunkt des Transportes fest und können nicht mehr verändert werden. Im äußeren Kreis sind die mehr oder weniger regelbaren Größen oder Faktoren aufgeführt. Diese sollten optimalerweise entsprechend den Ansprüchen der Pflanzen eingestellt werden. Der Lufttemperatur im Transportcontainer wird dabei eine entscheidende Rolle zugeteilt. Abhängig von den vorgegebenen Bedingungen können zu hohe oder zu niedrige Temperaturen die Qualität der Pflanzen signifikant beeinträchtigen. Zu niedrige Temperaturen können zu Kälteschäden führen, zu hohe hingegen z. B. zu einer gesteigerten Respirationsrate und Ethylenbildung. Außerdem wird von der Bewässerung vor dem Transport, der relativen

Luftfeuchtigkeit und Temperatur im Container die Substratfeuchte beeinflusst. Zu nasses oder zu trockenes Substrat kann abhängig von der Pflanzenart bei länger andauernden Transporten zu erhöhtem Stress mit wiederum gesteigerter Ethylenbildung führen. Die Bildung des Gases hängt, neben dem Stresslevel der Pflanze, auch von der Verpackungsart (z. B. Luftdurchlässigkeit) und Luftzirkulation im Container ab.

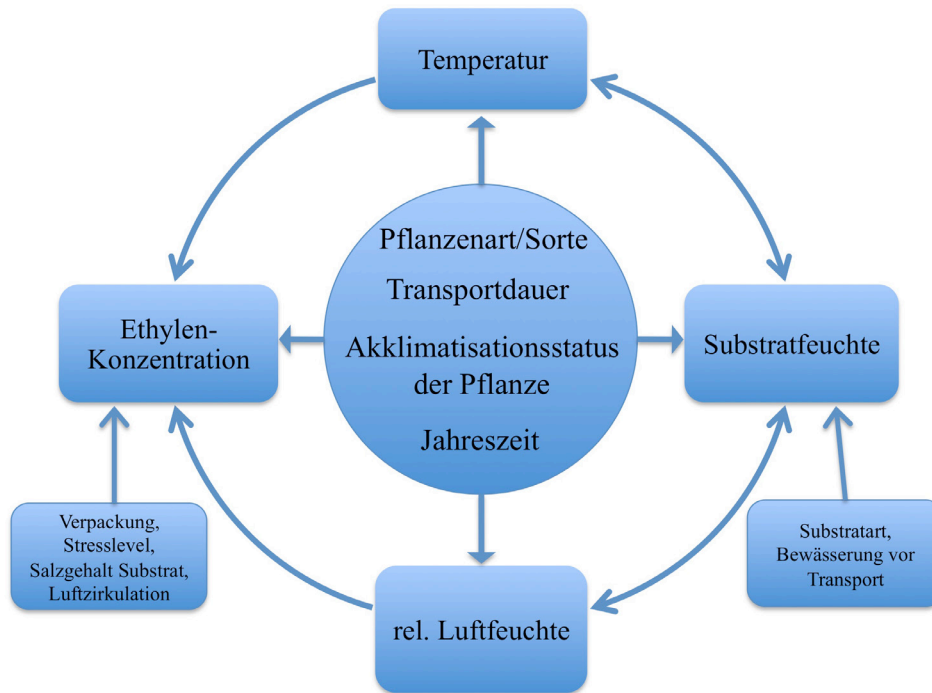


Abb. 7: Modell der qualitätsbeeinflussenden Faktoren und ihrer Wechselbeziehungen bei der Verschiffung von Pflanzen.

Im Container können die Pflanzen aufgrund des fehlenden Lichtes keine Photosynthese betreiben und daher keine Energie produzieren. CONOVER (1980) sieht deshalb die Dauer der Verschiffung als bestimmenden Faktor in Bezug auf die Pflanzenqualität an, denn je länger die Pflanzen in dem Container dem Lichtentzug ausgesetzt sind, desto größer ist auch die Gefahr des Qualitätsverlustes. Dennoch wirkt die Temperatur direkt auf die pflanzenphysiologischen Prozesse ein (CONOVER und POOLE 1987). Steigt die Temperatur 10 K über den pflanzenartspezifischen Optimalbereich, führt das zu einer zweifachen Steigerung der pflanzlichen Atmung (WELBY und MCGREGOR 2004, LÜTTGE *et al.* 1999). Das wiederum resultiert in vermehrtem Verbrauch der Energiereserven – also zwangsläufigem Substanzverlust (HOFFMANN *et al.* 1994).

Die Ergebnisse aus den zuvor beschriebenen wissenschaftlichen Untersuchungen lassen den Schluss zu, dass insbesondere eine auf die Vorbedingungen und weiteren

Regelgrößen abgestimmte Temperaturführung während des Transportes ausschlaggebend für die Aufrechterhaltung der Pflanzenqualität ist. In der gängigen Praxis sind dagegen konstant 18 °C Lufttemperatur im Transportcontainer üblich – unabhängig von Pflanzenart oder Transportdauer (BREEDIJK 2009). Verglichen mit den Angaben in der Literatur ist diese Temperatur für viele Pflanzenarten zu hoch bzw. liegt im oberen Grenzbereich. Eine demzufolge erhöhte Atmung, wie vorher beschrieben, ist naheliegend. Hier könnte eine wesentliche Ursache für die häufig präsenten Qualitätsverluste der Importpflanzen bestehen. Nach VAN TRIGT (2012) sind z. B. bei *Ficus*-Arten bis zu 75 % Entlaubung keine Seltenheit. Das verwundert nicht, befindet sich doch der empfohlene Temperaturbereich während des Transportes bei Dunkelheit z. B. für *Ficus benjamina* zwischen 13 – 16 °C. Aufgrund des massiven Qualitäts-/Blattverlustes planen die Importeure nach dem Transport eine etwa vier- bis achtwöchige Phase ein, in welcher sich die Pflanzen regenerieren und an die Wuchsbedingungen im Importland anpassen können (zweite Akklimatisationsphase) (VAN TRIGT 2012). Dies bedeutet aber auch, dass sich für den Kunden bzw. Bauherren eines Innenraumobjektes die Lieferzeit der Ware verlängert.

2.3 Akklimatisation

Wie die Ausführungen zum Pflanzentransport beispielhaft belegen, stehen Pflanzen ständig in einer Wechselbeziehung zu ihrer Umwelt und sind den am Standort vorherrschenden Einflüssen ausgesetzt. Die Wachstumsbedingungen, wie z. B. Wasserverfügbarkeit, Strahlung oder Temperatur, sind in der Regel nicht konstant. Um Schwankungen abzupuffern und die Überlebensfähigkeit zu sichern, besitzen Pflanzen die Eigenschaft, sich an veränderte Umweltbedingungen in einem artspezifisch festgelegten Rahmen (Reaktionsbreite) anzupassen. Die als Akklimatisation bezeichnete Anpassung ist reversibel und wird von der genetisch bedingten Anpassung, welche durch Selektion über viele Generationen hinweg erworben wird, unterschieden (LARCHER 1976). Induziert wird die Akklimatisation durch Stress, welcher als Belastungszustand eines Organismus definiert wird. Nach LARCHER (2001) bewirkt Stress zuerst eine Destabilisierung, dann Normalisierung (Akklimatisation) und Resistenzsteigerung.

TAIZ und ZEIGER (2000) definieren die Fähigkeit von Pflanzen, ungünstige Bedingungen zu überstehen, als Stresstoleranz. Bei Erhöhung der Stresstoleranz infolge vorangegangener Stresssituationen findet eine Akklimatisation statt.

Zu einer Stresssituation kommt es, wenn die Wachstumsparameter für die Pflanze suboptimal sind. Parameter, die Stress auslösen, werden auch als Stressfaktoren oder Stressoren bezeichnet, sind abiotischer oder biotischer Natur und können einzeln sowie in Kombination auf die Pflanze einwirken. Beispiele für typische Stressfaktoren sind Trockenheit, mechanische Belastung, Nährstoffmangel, Strahlung (abiotisch) sowie Befall mit Pathogenen, Verbiss oder Konkurrenz in Pflanzengemeinschaften (biotisch) (SCHOPFER und BRENNICKE 2006, BRUNOLD 1996). Ist die Stresseinwirkung derartig hoch, dass die Belastungsfähigkeit der Pflanze überschritten wird und eine Akklimatisation nicht möglich ist, treten irreversible Schäden auf. Damit ist das Absterben von Pflanzengewebe/-organen oder der ganzen Pflanze verbunden (LARCHER 2001). Akklimatisation lässt sich in diesem Zusammenhang auch als umweltabhängige Modifikation beschreiben, deren Reaktionsbreite genetisch festgelegt ist. Jeder Umweltfaktor ist – abhängig von der Konstitution der einzelnen Pflanze – ein potenzieller Stressor, sobald die Dosis zu niedrig oder zu hoch wird. Um mögliche Schäden infolge von Stress zu minimieren oder sogar abzuwenden, werden differente Reaktionen in der Pflanze ausgelöst. Diese Modifikationen bzw. Stressreaktionen, die der Akklimatisation zugrunde liegen, umfassen morphologische und physiologische

Prozesse (SCHOPFER und BRENNICKE 2006, Taiz und Zeiger 2000, BRUNOLD 1996, HOFFMANN *et al.* 1994). Den Reaktionen auf Stress liegt für gewöhnlich eine stress-induzierte Genexpression zugrunde. Bei der Akklimatisation sind diverse Hormone, wie z. B. Abscisinsäure, Ethylen und Jasmonate, beteiligt, die stressbedingte Veränderungen der Genexpression regulieren. Dabei kommt es zu Veränderungen, welche partiell unspezifisch sind und z. T. ganz bestimmten Stressfaktoren zugeordnet werden können (WASTERNAK 2007, REYMOND und FARMER 1998, STOCKINGER *et al.* 1997, ALSCHER und CUMMING 1990).

Vor dem Hintergrund der Produktionsprozesse von Pflanzen für umbaute Räume und ihrer Verwendung im Innenraum muss sich der Photosyntheseapparat vor allem an geringere Strahlungsintensitäten und veränderte Strahlungszusammensetzungen anpassen. Des Weiteren spielt in mehreren Kultivierungsphasen Trockenstress eine Rolle. „Je nach Standort wird [...] der Photosynthese-Apparat so umstrukturiert, dass er das vorhandene Licht optimal ausnutzen kann.“ (PFANNSCHMIDT 2010). In Untersuchungen von BRÄUTGAM *et al.* (2009) zeigte sich, dass Pflanzen innerhalb kurzer Zeit (30 min.) auf Lichtveränderung mit Genexpression reagieren. Reaktionen auf veränderte Lichtbedingungen konnten sowohl von Genen beobachtet werden, die den Photosyntheseapparat regulieren, als auch von solchen, die den Stoffwechsel beeinflussen. Durch die metabolischen Veränderungen ist es der Pflanze möglich, die energetischen Bedürfnisse den gegebenen Lichtbedingungen anzupassen. Umbauprozesse des Stoffwechsels spiegelten sich u. a. in der Synthese von Kohlenhydraten wider, wobei sich der Stärkegehalt änderte, der Saccharosegehalt jedoch konstant blieb. Die Photosynthese wirkt sozusagen als „[...] environmental sensor [...]“ (BRÄUTGAM *et al.* 2009), welcher die gekoppelten Stoffwechselprozesse an den jeweiligen Funktionszustand anpassen kann (PFANNSCHMIDT 2010).

Es werden ebenfalls verschiedene morphologische Modifikationen initiiert. Hierbei ist die Etiolierung, auch als Schattenvermeidungsreaktion bezeichnet, eine typische Reaktion auf Lichtmangel. Sie ist phytochrom-induziert und wird insbesondere durch eine Verschiebung des Verhältnisses von Hellrot- (HR) zu Dunkelrotlicht (DR) ausgelöst, denn schattige Standorte zeichnen sich durch ein niedriges HR:DR-Verhältnis aus (KEUSKAMP *et al.* 2010). Kennzeichnend ist ein gesteigertes Sprosswachstum, weiche, lange Internodien oder Stängelverlängerung im Zusammenhang mit verminderter Verzweigungshäufigkeit (BALLARÉ 1994, SCHMITT und WULFF 1993, CASAL und SMITH 1989).

Die Ausbildung von „Schattenblättern“ ist eine weitere Anpassung von Pflanzen infolge reduzierter Strahlung. Schattenblätter weisen morphologisch, anatomisch, biochemisch und physiologisch gegensätzliche Merkmale gegenüber „Sonnenblättern“ auf, um die vorhandene Strahlung besser ausnutzen zu können. Im Vergleich zu Sonnenblättern sind sie aufgrund des zumeist einschichtigen Palisadenparenchyms dünner, wobei die Blattfläche vergrößert ist. In den Chloroplasten ist die Zusammenlagerung der Thylakoide zu Granastapeln weitaus stärker ausgeprägt und es liegen weniger, aber stärker mit Antennenpigmenten bestückte Photosystem-II-Einheiten vor. Schattenblätter zeichnen sich neben einem höheren Gehalt an Gesamtchlorophyll ferner durch ein erhöhtes Verhältnis von Chlorophyll b zu Chlorophyll a aus (DIAS *et al.* 2007, BRAND 1997, NAOSUKE 1987). Bei CHEN *et al.* (2005b) stieg der Gehalt an Chlorophyll b nach der Überführung in den Innenraum und einer entsprechenden Lichtabsenkung von 300 auf 16 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ um 50 % auf 0,006 mg/cm^2 , der Chlorophyll-a-Gehalt blieb gleich.

Die Anpassungsmodifikationen sind mit „physiologischen Spezialisierungen verbunden“ (TAIZ und ZEIGER 2000). Blätter, welche unter geringeren Lichtintensitäten gebildet werden, weisen einen niedrigeren Lichtkompensationspunkt (LKP) als Sonnenblätter auf, denn die Atmung ist bezogen auf die Blattfläche geringer (Abb. 8). Schattentypen erreichen bei vergleichsweise geringen Lichtintensitäten eine positive Photosynthesenettobilanz, mit der photosynthetischer Stoffgewinn möglich ist. Zudem ist mit steigenden Lichtintensitäten der Sättigungspunkt bei Schattenpflanzen schneller erreicht (TAIZ und ZEIGER 2000, LÜTTGE *et al.* 1999).

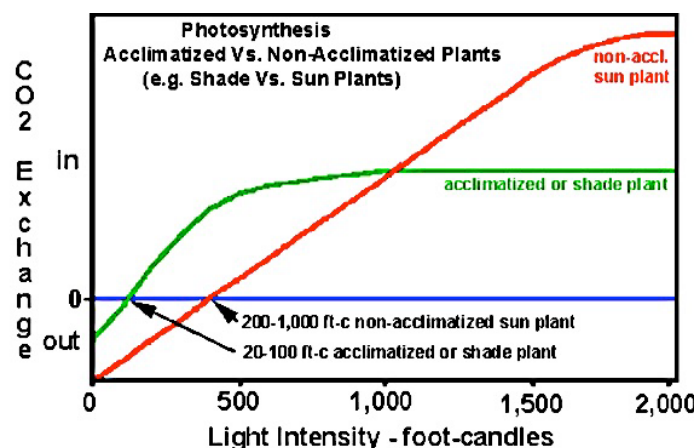


Abb. 8: Unterschiede zwischen Lichtsättigungskurve und Lichtkompensationspunkt (LKP) einer Schattenpflanze (akklimatisiert) und Sonnenpflanze (nicht akklimatisiert); Pfeile kennzeichnen jeweils den LKP (REED 2008).

Im Laufe der Entwicklung vollzieht sich die Ausbildung entsprechender Blattpfentypen aufgrund von Eigenbeschattung, Standortveränderung etc. fortlaufend. Dementsprechend können an einer Pflanze beide Blattpfentypen vorhanden sein. Die morphologischen und anatomischen Anpassungen eines voll entwickelten Schatten- oder Sonnenblattes sind irreversibel, es kann jedoch trotzdem noch durch strukturelle und physiologische Veränderungen eine Akklimatisation an Strahlungsänderung erfolgen. Die Pflanze ist dabei in der Lage, sich kurzfristig (Minutenbereich) an die gegebene Strahlung anzupassen. Durch Veränderung der Blattstellung sowie innerhalb der Zelle durch Chloroplastenwanderung kann die Lichtabsorption reguliert werden (HAN *et al.* 2013, LUDLOW und BJÖRKMAN 1984). Ein adultes Schattenblatt kann sich physiologisch u. a. durch die Reduzierung des Chlorophyllgehaltes und Erhöhung des Chlorophyll a/b Verhältnisses kurzfristig an hohe Lichtintensitäten akklimatisieren (KRAUSE *et al.* 2004). Diese Anpassungsfähigkeit ist jedoch begrenzt und bei genetisch bedingten Schwachlichtpflanzen ist die Quantenausbeute der Photosynthese auch unter hohen Lichtintensitäten ($414 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) gering (SCHOPFER und BRENNICKE 2006, OGUCHI *et al.* 2003). Bei Überschreitung der Akklimatisationsgrenzen kann es zu einer photooxidativen Zerstörung von Pigmenten an exponierten Stellen aufgrund einer Anreicherung reaktiver Sauerstoffspezies (ROS) und freier Radikale im Blattparenchym kommen (BÖRNER 2009, STRASSER 1996).

Bei kurzfristigem Trockenstress ist die Schließung der Stomata infolge einer Anhäufung von Abscisinsäure (ABA) als erste Reaktion zu beobachten. Länger andauernder Wasserstress kann zu Blattabscission führen, welche weitgehend durch die vermehrte Synthese von Ethylen hervorgerufen wird. Auch kann eine Reduktion des oberirdischen Wachstums bei gleichzeitig gesteigertem Wurzelwachstum auftreten. Durch diese Prozesse wird die Verdunstung herabgesetzt (TAIZ und ZEIGER 2000, WANG *et al.* 1990). Mittlerer bis starker Trockenstress führt überdies zur Akkumulation osmotisch wirksamer Substanzen (z. B. Zucker) im Zellsaft und Cytoplasma (SCHOPFER und BRENNICKE 2006, KLAUS und GZIK 1999). Weitere Stress- bzw. Anpassungsreaktionen sind bspw. das Einrollen von Blättern und die Expression von Hitzeschockproteinen bei Hitzestress als Folge von Wassermangel und hohen Temperaturen (NOVER und HÖHEFELD 1996). Bei Salzstress, der eng gekoppelt ist mit Trockenstress, erfolgen u. a. kurzfristig die Bildung von ABA in den Wurzelzellen und die Schließung der Stomata (JAMES *et al.* 2002). Durch die zur Stressbewältigung induzierten Prozesse wird nach HOFFMANN *et al.* (1994) zusätzliche Energie verbraucht; insbesondere für die Bildung

von Stressmetaboliten (u. a. Ethylen, ABA und Prolin) oder zur Wundheilung bei Verletzungen.

2.4 Akklimatisationsmethoden in der Pflanzenproduktion

Die Kulturbedingungen in der Pflanzenproduktion sind auf maximales Wachstum ausgerichtet und werden entsprechend den Ansprüchen an Licht, Temperatur, Luftfeuchtigkeit und Nährstoffversorgung der Pflanzen optimiert. Mit dem zuvor beschriebenen Transport nach Europa und dem Einsatz im Innenraum sind hingegen für viele Pflanzen suboptimale Wachstumsbedingungen, wie Lichtmangel oder geringe relative Luftfeuchtigkeit, verbunden (Tab. 4).

Tab. 4: Gegenüberstellung der Wachstumsbedingungen von Produktion, Transport und Verwendung (*JANSEN 2001).

Faktor	Produktion (Florida)	Verschiffung	Innenraum (Europa)
Lichtintensität	optimal	ohne	standortspezifisch, überwiegend niedrig (Okt. – März meist Mangel*)
Bewässerung	optimal	ohne	abhängig von Pflege, Bewässerungssystem, Kultursystem
relative Luftfeuchtigkeit	ganzjährig > 70 %	80 – 90 %	standortspezifisch, überwiegend niedrig* (30 – 55 %)
Nährstoffgaben	optimal	ohne	abhängig von Pflege und Kultursystem
Temperatur	ganzjährig > 18 °C	18 °C	standortspezifisch, in klimatisierten Räumen im Winter meist >18 °C

Produzenten nutzen die in Kapitel 2.3 beschriebene Akklimatisationsbefähigung von Pflanzen, indem sie gezielt Kultivierungsmethoden anwenden, welche einem Vitalitäts-

und Qualitätsverlust beim Transport und im Innenraum entgegenwirken und auf diese Weise ebenfalls die Etablierung der Pflanzen am Innenraumstandort fördern sollen. Die Methoden rufen Stress durch abiotische Belastungen, wie z. B. Strahlungsschwankungen, hervor und führen bei den Pflanzen zu einem Trainings- bzw. Abhärtungseffekt (KÖRNER 2008). Durch eine negative Veränderung der Wachstumsbedingungen wird der Akklimatisationsprozess aktiviert.

Dabei beeinflussen insbesondere

- Licht
- Boden (Nährstoffe/Düngung)
- Bewässerung (eingeschränkt)
- Temperatur (eingeschränkt)

die Akklimatisation der Pflanzen und werden im Kulturverlauf entsprechend gesteuert. Abbildung 9 stellt modellhaft dar, wie umfangreich sich die Pflanzen im Verlauf der Produktions- und Handelskette bis zur Verwendung an neue Strahlungsbedingungen anpassen müssen. Die Differenz zwischen dem ursprünglichen Strahlungsangebot am Produktionsort und jenem im Innenraum beträgt abhängig von der Jahreszeit im Importland meist 90 % und mehr. Daher wird die Lichtakklimatisation durch Senkung der Strahlungsintensität in der Produktionszeit als wichtigste Methode angesehen (NELL und BARRET 1990, CONOVER und POOLE 1984).

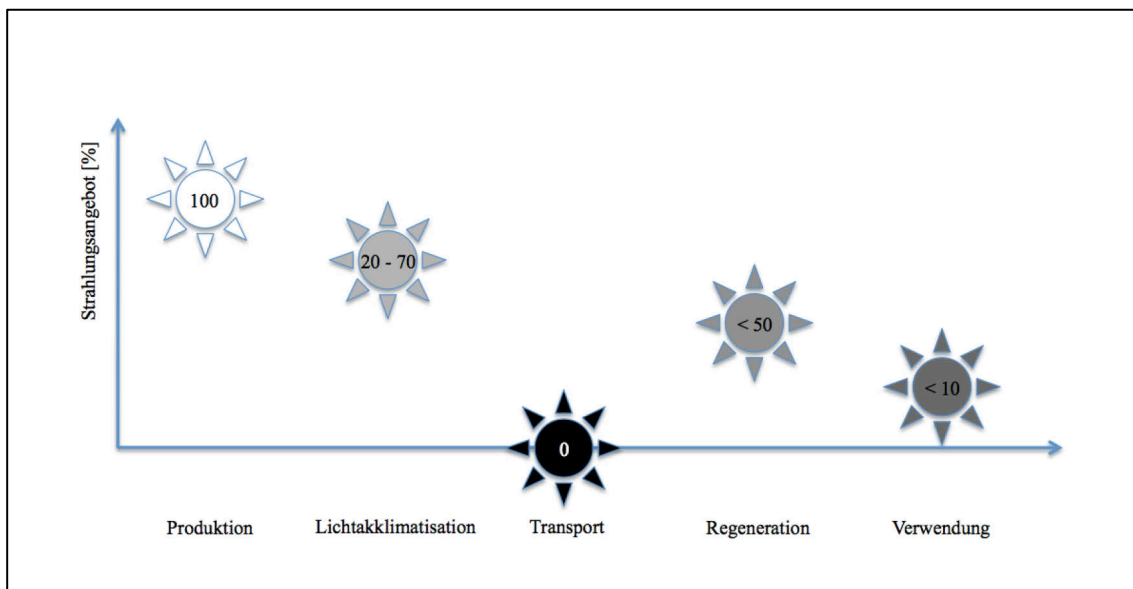


Abb. 9: Veränderung des Strahlungsangebotes im Verlauf der Wertschöpfungskette, ausgehend von 100 % Globalstrahlung im Produktionsland (Beispiel Sommer, Florida).

Zur Förderung der Lichtakklimatisation werden in der Praxis zwei Verfahren angewandt.

1. Lichtakklimatisationsmethode = *low light*
2. Lichtakklimatisationsmethode = *high light-low light*

Entweder werden die Pflanzen durchgängig in Schattenhallen oder erst zum Ende der Produktion bei reduzierten Lichtintensitäten kultiviert (Abb. 10). Die Methode und der Schattiergrad bzw. die prozentuale Lichtreduktion sind abhängig von der Pflanzenart und dem Produktionsziel, d. h. der geplanten Verkaufsqualität. Für Schattenpflanzen (*Spatiphyllum*, *Maranta*, *Aglaonema*) ist nach CONOVER und POOLE (1990) die *low-light*-Methode zwingend, um optimales Wachstum zu erzielen. Es wird z. B. für *Spatiphyllum spp.* eine Lichtintensität von 15 bis 25 klx empfohlen.

Volle Sonneneinstrahlung fördert das Wachstum und die Entwicklung insbesondere von Pflanzen mit höheren Lichtansprüchen und wirkt sich positiv auf die Qualität aus. Um einen kompakten Habitus zu fördern, ist deshalb z. B. bei *Ficus*-Arten die Schattierung zum Produktionsende nach NOWAK und RUDNICKI (1990) zu bevorzugen. Sowohl CONOVER und POOLE (1990) als auch NOWAK und RUDNICKI (1990) geben an, dass auch bei *Chamaedorea spec.* die 2. Methode zur Lichtakklimatisation benötigt wird, um ein schnelles Wachstum und gute äußere Qualitäten zu erzielen. Um welche Arten es sich explizit handelt, wurde nicht angegeben. So ist fraglich, ob z. B. *Chamaedorea elegans* oder *Chamaedorea metalica*, die im Unterholz tropischer Wälder mit entsprechend geringen Lichtansprüchen wachsen und somit vermutlich zu den „Schattenpflanzen“ zählen, zunächst unschattiert kultiviert werden. Für die Strahlungsintensität während der Lichtakklimatisation werden zumindest für *Ch. elegans* 15 bis 30 klx angegeben, was einem Schattiergrad von 70 bis 80 % entsprechen soll (CONOVER und POOLE 1990). REED (2008) stellt hingegen die kontinuierliche Schattierung während der ganzen Produktionszeit als allgemein übliche Methode vor, was jedoch eine vergleichsweise längere Produktionsdauer nach sich zieht. Als Argument wird angegeben, dass ein besserer Akklimatisationsstatus erzielt wird. In Rio Grand Valley (Süd-Texas) erfolgt die Kultivierung z. B. durchgängig bei 63 bis 73 % Schattierung (REED 2008).

Zusammenhänge zwischen Pflanzenqualität und Schattiergrad werden ab Kapitel 2.4.1 detailliert beschrieben.



Abb. 10: Schattenhalle – zur Strahlungssenkung werden Schattiernetze aus Nylon eingesetzt, 2009 (©Wolf SASSE).

Durch den Einsatz von Schattiernetzen kann die Luft- und Blatttemperatur im Pflanzenbestand gesenkt werden. Die Temperatur wird aber von NELL und BARRETT (1990) bei der Akklimatisation von Grün- und Blattschmuckpflanzen nicht als ausschlaggebender Faktor angesehen. NOWAK und RUDNICKI (1990) sind ebendieser Meinung, erwähnen jedoch, dass zu hohe Temperaturen während der Wachstumsperiode die Verkaufsqualität mindern können.

Neben der Lichtakklimatisation wird insbesondere auch das Nährstoffangebot verändert. Bei der Produktion unter Schatten werden niedrigere Nährstoffmengen verabreicht (CONOVER und POOLE 1984). Durch eine Verminderung der Düngemenge wird der Anpassungsprozess unterstützt. Außerdem können dadurch während möglicher Trockenstressperioden (Transport, Innenraum) Salzs Schäden eingegrenzt werden.

In der Praxis erfolgt bei der Wasserversorgung keine gezielte Veränderung zur Akklimatisation, die Bewässerung wird entsprechend dem Bedarf meist über Tröpfchenbewässerung geregelt.

Nach BREEDIJK (2009) beträgt die Dauer der Akklimatisationsphase zwischen vier und sechs Monaten. KUBATSCH (2003) gibt einen Zeitraum von zwei bis sieben Monaten an. Die Dauer ist abhängig von Alter und Größe der Pflanzen sowie der Jahreszeit, in welcher die Pflanzen kultiviert bzw. akklimatisiert werden, sodass für größere Pflanzen eine längere Akklimatisationszeit eingeplant werden muss (Tab. 5).

Tab. 5: Dauer der Akklimatisationszeit in Abhängigkeit von Topfgröße und Jahreszeit am Beispiel *Ficus benjamina* (verändert nach KUBATSCH 2003).

Topfgröße [cm]	Akklimatisationsdauer [Monate]	
	Sommer	Winter
20 – 25	2 – 3	3 – 4
40 – 45	4 – 5	6 – 7

Da die Pflanzen in den meisten Fällen durch den Transport stark beeinträchtigt und teilweise entlaubt sind, schließt sich im Importland eine Regenerationsphase an (VAN TRIGT 2013, MAHMUD *et al.* 2006). Zur Förderung des Neuaustriebs erfolgt zunächst ein Rückschnitt. Außerdem werden die Pflanzen, um das Wurzelwachstum anzuregen, umgetopft und bei Bodentemperaturen von 22 °C kultiviert (KUBATSCH 2003). Gleichzeitig müssen sich die Pflanzen erneut an die veränderten Klimabedingungen, insbesondere verringerte Strahlung, akklimatisieren. Nach VAN TRIGT (2013) dauert es etwa vier bis acht Wochen, bis die Pflanzen wieder vollständig aufgebaut sind und einsatzfähige Qualitäten erreicht haben.

Wie sich die zuvor beschriebenen Akklimatisationsmethoden auf die äußere und innere Pflanzenqualität auswirken, wird in den folgenden Kapiteln beschrieben.

2.4.1 Einfluss von Produktionsmethoden auf die Pflanzenqualität und Akklimatisation

Wie in Kapitel 2.3 beschrieben, finden bei der Akklimatisation von Pflanzen eng verknüpfte, sichtbare und unsichtbare Prozesse statt, die sich durch ein verändertes Wachstum und einen veränderten physiologischen Status auszeichnen. In diesem Kapitel soll besprochen werden, inwiefern durch Kultivierungsmethoden in der Produktion auf die äußere und innere Pflanzenqualität Einfluss genommen werden kann. Wichtige Merkmale bezogen auf die äußere Qualität sind Trieb- und Wurzelwachstum, Habitus, Morphologie, Blattfarbe, Belaubung, Blattfall sowie Blattneubildung. In diesem Zusammenhang wird der Begriff Haltbarkeit in Untersuchungen zum Transport und zur Verwendung von Pflanzen für Innenraumbegrünung oft gebraucht (CONOVER und POOLE 1989, TURNER *et al.* 1987). Im Hinblick auf den Transport, bei welchem die Substanzerhaltung eine wesentliche Rolle spielt, scheint dieser Begriff angebracht zu sein. In der Verwendungsphase im Innenraum sollten Pflanzen nachhaltig keine bedeutenden Qualitätsverluste sondern auch Wachstum aufweisen. Deshalb wird im weiteren Text vorzugsweise auch der Begriff Vitalität genutzt. Unter Vitalität wird die Befähigung der Pflanze verstanden,

sich unter den gegebenen Umweltbedingungen zu etablieren und innerhalb der Bedingungen des Systems zu gedeihen (SHIGO 1994).

Im Gegensatz zu Nahrungsmitteln, insbesondere Obst und Gemüse, bei denen die innere Qualität an Inhaltsstoffen gemessen wird, die ernährungsphysiologisch bedeutsam (Kohlenhydrate, Proteine, Fette, Vitamine, Mineralstoffe) oder sensorisch bestimmend sind (z. B. Zucker, Faserstoffe) (WINKHOFF 2013), sind bei Zierpflanzen die Parameter, mit denen die innere Qualität bestimmt werden kann und die vor allem Aussagen über die Vitalität und das zukünftige Wachstum zulassen, schwerer zu fassen und daher noch nicht eindeutig definiert. In der Literatur zur Akklimatisation von Innenraumpflanzen werden Photosyntheseeffektivität, insbesondere der Lichtkompensationspunkt sowie Chlorophyll- und Kohlenhydratgehalt mit innerer Qualität in Verbindung gebracht, wobei Letztere kaum untersucht sind.

2.4.1.1 Äußere Qualität

Die äußere Qualität der Pflanzen wird vor allem durch das angebotene Licht und die verfügbaren Nährstoffe während der Produktion beeinflusst. Die Auswirkungen der differenten Akklimatisationsmethoden sind besonders umfassend an *Ficus benjamina* untersucht und beschrieben. Unter geringen Lichtintensitäten kultivierte *Ficus benjamina* zeigen im Vergleich zu unschattierten einen offeneren bzw. lockeren Kronenaufbau (Abb. 11). Auch die Pflanzenhöhe wird durch die angebotene Lichtintensität beeinflusst. CONOVER und POOLE (1990) ermittelten, dass die Dauer der Schattierung eine Rolle bei der Entwicklung der Pflanzenhöhe spielt. Mit zunehmender Schattierdauer (63 %, 0 bis 10 Wochen) stieg die Pflanzenhöhe. Zehn Wochen lang schattierte *Ficus benjamina* waren um 33 % höher als Pflanzen, die ohne Schatten kultiviert wurden (89 cm). Auch bei einem Lichtakklimatisationsversuch von JOINER *et al.* (1980) mit *Ficus benjamina*, waren acht Monate schattierte (47 %) Pflanzen höher und breiter als unschattierte Pflanzen. Bei Untersuchungen von SARRACINO *et al.* (1992) mit *Leea spp.* bewirkte eine vierwöchige Schattierung auf für Innenräume charakteristische, sehr geringe Lichtintensitäten (8, 29, 63 und 93 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) einen gegensätzlichen Effekt. Bei der niedrigsten Lichtintensität stagnierte das Pflanzenwachstum und stieg mit zunehmender Lichtintensität (93 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) um 60 %.

Sonnenkultivierte *Ficus*-Pflanzen bilden aufrechte und gerade Triebe mit hellgrünen Blättern, die oft entlang der Mittelrippe nach oben gefaltet sind (Abb. 12), sodass eine

kleinere Oberfläche der Strahlung ausgesetzt ist (JOHNSON *et al.* 1979, FAILS *et al.* 1982a, JOINER *et al.* 1980). Lichtakklimatisation führt bei *Ficus*-Pflanzen zu eher hängenden und stark verzweigten Trieben mit längeren Internodien. Die Blätter sind vergleichsweise dünn und flach sowie meist horizontal ausgerichtet (Abb. 13). CONOVER und POOLE (1984) zufolge werden durch Schattierung größere, aber weniger Blätter gebildet, die Gesamtblattfläche bleibt daher nahezu gleich. Nach JOINER *et al.* (1980) bewirkte eine Schattierung von 47 % beim *Ficus benjamina* im Gegensatz zu unschattierten eine dichtere Belaubung mit mehr Blättern. Es wurde nicht angegeben, ob es sich hierbei um eine rein visuelle Einschätzung handelt oder ob die Angaben auf Messwerten beruhen.

Der Umfang der Blattbildung hängt möglicherweise mit der gegebenen Temperatur zusammen. In einem Akklimatisationsversuch von KUBATSCH *et al.* (2006) wiesen *Ficus benjamina* mit sinkender Lichtintensität (180, 80, 40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) mehr Blätter je Trieb auf, jedoch nur bei einer Temperatur von 15 °C. Lagen die Temperaturen darüber (20, 25 °C) war keine eindeutige Zunahme erkennbar. Triebe mit einer signifikant größeren Blattfläche bildeten sich nur bei 20 °C und 80 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

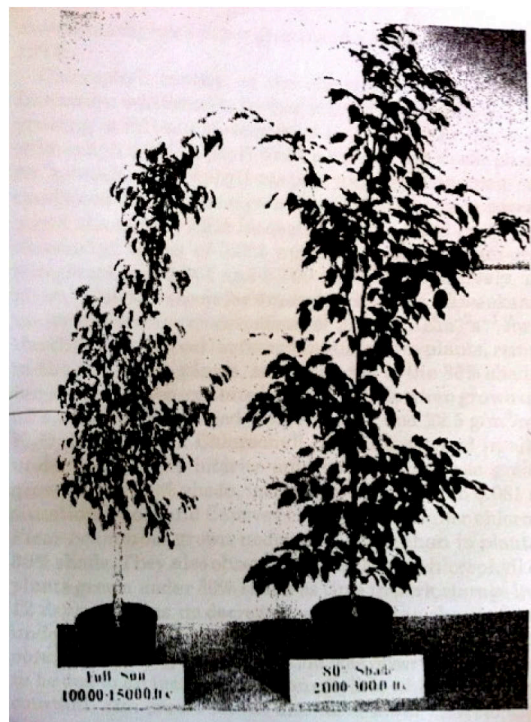


Abb. 11: Habitus von *Ficus benjamina* kultiviert bei 100 % Strahlung (links) und bei 80 % Schattierung (rechts) (CONOVER und POOLE 1984).



Abb. 12: Typische Sonnenblätter von *Ficus benjamina* (O. V. 2014).



Abb. 13: Typische Schatten-blätter von *Ficus benjamina* (KENPEI 2014).

Pflanzenarten, wie *Schefflera actinophylla* und *Dracaena sanderiana* wiesen in Untersuchungen von FONTENO und MCWILLIAMS (1978) nach 15 Wochen unter $27 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ eine vergrößerte Blattfläche je Pflanze auf (*S. actinophylla* = 216 cm^2 , *D. sanderiana* = 44 cm^2). Auch bei KUBATSCH *et al.* (2006) konnte bei *Schefflera arboricola* mit sinkender Lichtintensität eine Zunahme der Blattfläche erfasst werden.

Durch Kultivierung bei voller Strahlung wird das Dickenwachstum des Stamms gefördert, durch Schattierung jedoch beeinträchtigt, da in Schattenhallen die Windbelastung geringer ist und weniger Kohlenhydrate (Cellulose) gebildet werden (WILLIAMS 2002). Für Großpflanzen ist allerdings ein gut ausgebildeter Stamm wichtig für die Kronenstabilität. Um ein gutes Stammwachstum zu erzielen, aber auch einen guten Akklimatisationsstatus zu erreichen, begünstigt eine Schattierung in den letzten Produktionswochen die Qualität positiv (STEINKAMP *et al.* 1991). Diese Pflanzen zeichnen sich dadurch aus, dass neben einem kräftigen Stamm Sonnen- sowie Schattenblätter vorhanden sind. Je länger die Schattierung andauert, desto mehr Schattenblätter werden gebildet und desto besser ist der Akklimatisationsstatus (CONOVER und POOLE 1990). Pflanzen, welche in der Produktion durchgehend oder vorübergehend schattiert wurden, sind demnach unter Berücksichtigung des arttypischen Erscheinungsbildes an ihrem Habitus und der Blattmorphologie zu erkennen (Tab. 6).

Die verfügbare Lichtintensität beeinflusst auch das Wachstum, die Vitalität bezogen auf den Blattverlust und -zuwachs von Pflanzen. Tabelle 7 zeigt beispielhaft die Auswirkungen einer Lichtreduktion für einige Pflanzenarten.

Tab. 6: Gegenüberstellung typischer sichtbarer Parameter von akklimatisierten und nicht akklimatisierten Pflanzen, als Ergänzung zu Abb. 12 und 13.

nicht akklimatisiert (unter hoher Einstrahlung gewachsen)	akklimatisiert (schattiert)
gelblich bis hellgrüne Blätter	mittel- bis dunkelgrüne Blätter
kleinere und dickere Blätter	große, dünne und flache Blätter
sehr kompakter Habitus	arttypische Panaschierungen reduziert oder fehlen

Tab. 7: Einfluss des Lichtangebotes auf Wachstum und Blattzuwachs bzw. verlust von Pflanzen.

Kultur	Lichtangebot in der Akklimatisationsphase (Dauer)	Einfluss (positiv +/ negativ -)	Quelle
Wachstum			
<i>Ficus benjamina</i>	reduziert um 47 % (8 Monate)	Triebfrischmasse (+) Wurzelfrischmasse (-)	JOINER <i>et al.</i> 1980
<i>Brassica napus</i>	reduziert (ohne Angabe)	Wurzelwachstum (-)	NAGEL 2012
<i>Schefflera arboricola</i>	bei 10 gegenüber 80 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (6 Monate)	Trieb- und Blattzuwachs (-)	KUBATSCH <i>et al.</i> 2006
<i>Hedera helix</i>	reduziert von 8,5 auf 3,2 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (10 Wochen)	Trieblänge (-)	PENNISI <i>et al.</i> 2005
Blattzuwachs, -verlust			
<i>Ficus benjamina</i>	reduziert auf 900 – 300 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (vier Wochen)	Blattverlust um 500 % gesunken (+)	CONOVER und POOLE (1973a)
<i>Ficus benjamina</i>	reduziert um 63 % im Vergleich zu 30 % Schattierung und 100 % Strahlung (12 Wochen)	Blattverlust gesunken (+) Qualität (+)	POOLE und CONOVER 1982
<i>Ficus benjamina</i> (getestete Schattierstufen: 50, 66, 86 % (= 519; 354,2; 147,2 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	reduziert 50 % reduziert 86 % (210 Tage)	Blattzuwachs in Akklimatisationsphase (+), aber Blattverlust (54 %) im Innenraum erhöht (-); verminderter Blattverlust (30 %) im Innenraum (+)	SCUDERI <i>et al.</i> (2005)

BULLE und DE JONGH (2001) konnten bei *Ficus benjamina* eine jahreszeitliche Abhängigkeit der Lichtakklimatisation belegen. Eine Schattierung (50 %, 300 W/m²) im Juli/August förderte die Akklimatisation, sodass weniger Blattverlust und -verbräunung im Vergleich zu unschattierten Pflanzen nach einer simulierten Transportphase (14 d, 15 °C, 70 % rL) und drei Wochen unter Innenraumbedingungen (14 µmol m⁻² s⁻¹, 12 h/d, 20 °C, 60 % rL) auftrat. Im September wirkte sich eine Schattierung gegenteilig aus. Schon während der Lichtakklimatisation in der Produktion waren Blattverbräunungen zu beobachten und im Innenraum verloren die schattierten Pflanzen vergleichsweise mehr Blätter.

MAHMUD *et al.* (2006) stellten die Regenerationsfähigkeit einer Pflanze nach dem Transport über die äußere Qualität. Grundsätzlich wird seitens der Ex- und Importeure mit Qualitätsminderung durch den Transportstress gerechnet, weshalb eine schnelle Erholung der Pflanzen wichtig ist. *Draceana reflexa* wurde bei drei Lichtintensitäten (122, 284, 698 µmol m⁻² s⁻¹) mit unterschiedlicher Dauer akklimatisiert. Es folgte eine vierwöchige simulierte Verschiffung (16 bis 18 °C, rF 47 bis 57 %) und eine ebenso lange Regenerationsphase. Die Akklimatisation unter den beiden höheren Lichtintensitäten erzeugte signifikant höhere Frisch-, Trockenmassen und Blattflächen im Vergleich zu 122 µmol m⁻² s⁻¹. Bei einer maximalen Kultivierungszeit von sechs Wochen bei 284 µmol m⁻² s⁻¹ wurden im Vergleich zu 698 µmol m⁻² s⁻¹ geringere Qualitäten erzielt. Die Pflanzen der zwei niedrigeren Lichtstufen konnten die äußere Qualität während des Transportes jedoch besser erhalten und zeigen eine vergleichsweise gute Regenerationsfähigkeit. MAHMUD (2013) schätzte demzufolge die Akklimatisation bei der mittleren Lichtstufe als Kompromiss zwischen gärtnerischen (Wachstum) und ökonomischen Aspekten ein. Eine bessere Regenerationsfähigkeit setzt eine gute Vitalität voraus und zeichnet sich durch eine kürzere und damit kostengünstigere Regenerationszeit aus.

Bei einem Akklimatisationsversuch mit *Chamaedorea elegans* unter drei Lichtstufen (162, 306, 564 µmol m⁻² s⁻¹) war weder ein Einfluss der Schattierung auf die Wedelbildung noch auf den -verlust sowohl in der Produktion als auch im Innenraum (2 Monate, 20 µmol m⁻² s⁻¹, 12 h, rF 50 %) zu beobachten. Signifikant war in dem Versuch hingegen der Einfluss der Düngestufe (220, 440, 880 mg/Topf je Woche). Die Pflanzen mit der niedrigsten Nährstoffversorgung bildeten 25 % mehr Wedel während der Produktion und hatten nach acht Wochen im Innenraum insgesamt 29,4 Wedel, bei 880 mg waren es nur 24,2 Stück pro Pflanze (REYES *et al.* 1996a).

Neben dem Wachstumsfaktor Licht beeinflusst demnach die Nährstoffversorgung Haltbarkeit und Vitalität. Hohe Düngekonzentration oder Überversorgung, vor allem von Stickstoff, reduzieren meist die Lebensdauer bzw. Leistung von Grünpflanzen im Innenraum (CONOVER und POOLE 1990, JOINER *et al.* 1980, CONOVER und POOLE 1973). Nach POOLE und CONOVER (1982) sind zum Ende der Produktion reduzierte Nährstoffgaben in Kombination mit reduzierten Lichtintensitäten Grundvoraussetzung für eine erfolgreiche Akklimatisation von *Ficus benjamina*. Höhere Düngergaben (18 gegenüber 9 g/Topf Osmocote) und keine oder geringe Schattierung während der Produktion führten zwar zu einer Steigerung der Pflanzenqualität, begünstigten aber den Blattfall während der Verschiffung und unter Innenraumbedingungen. JOINER *et al.* (1980) zeigten, dass bei *Ficus benjamina* durch höhere Stickstoffkonzentrationen vor allem das Triebwachstum gefördert wird, während Kalium insbesondere die Wurzelentwicklung positiv beeinflusst. Auch CEULEMANS *et al.* (1983) testeten verschiedene Nährstoffkonzentrationen (Nährlösung EC 0.50, 0.90, 1.75, 2.13, 2.62, 4.90 und 8.60 mS/cm) an *Ficus benjamina*-Stecklingen (4 Wochen alt). Optimales Wachstum – gemessen an Höhe, Trockenmasse und Gesamtblattfläche – wurde bei 1.75 mS/cm erreicht. Bei höheren Konzentrationen war die Blattfläche verkleinert und die Qualität beeinträchtigt.

Eine höher dosierte Nährstoffversorgung während der Produktion kann den Blattfall fördern, wenn die Pflanzen Trockenphasen ausgesetzt sind oder in Innenraumbedingungen mit wenig Licht überführt werden. Die Ursache der Blattfallprobleme im Zusammenhang mit der Düngung resultiert u. a. aus dem erhöhten Salzgehalt im Substrat (NOWAK und RUDNICKI 1990). Bei der Überführung von Pflanzen in den Innenraum sind Salzgehalte über 1000 ppm problematisch (CONOVER und POOLE 1977a). Die optimale Nährstoffversorgung hängt von der Pflanzenart und den anderen vorherrschenden Wachstumsbedingungen während der Produktion ab. BROCHAT (2002) testete an fünf tropischen Zierpflanzen verschiedene Lichtstufen (volle Einstrahlung = $2000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, 55 % und 73 % Schattierung) kombiniert mit mehreren Düngestufen (Osmocote Plus je Topf 3, 6, 12, 18, 24, 30 und 36 g). Die Ergebnisse zeigten, dass für schattierte sowie unschattierte Palmen (*Caryota mitis*, *Dypsis lutescens*, *Veitchia mcdanielsii*) und *Dracaena reflexa* die gleiche Düngekonzentration ohne wesentliche Einbußen bei der Qualität hinsichtlich Triebtrockenmasse eingesetzt werden konnte. Gleiches galt mit Ausnahme von *Veitchia* für die Blattausfärbung. Bei einer unschattierten Produktion von *Veitchia* wurde mit zunehmender Düngekonzentration die Blattfarbe verbessert. *Pilea serpyllacea*, die in

dem Versuch einzige dikotyle Pflanze, benötigte höhere Düngegaben mit steigender Lichtintensität, um die optimale Qualität zu erreichen.

Durch die in der Produktion praktizierte Bewässerung wird die äußere Qualität beeinflusst. Durch temporären Trockenstress wird das Triebwachstum gehemmt, sodass nur mindere Verkaufsqualitäten erzielt werden (PETERSON *et al.* 1980). Das Wurzelwachstum wird durch Trockenstress in den oberen (0- 25 cm) Bodenschichten gehemmt und in den tieferen (> 25 cm) Schichten gefördert (KUSTER *et al.* 2011). An *Ficus benjamina* wurde die Auswirkung einer differenzierten Bewässerung (3, 6 oder 8 Tagerhythmus) während der Produktion auf die Vitalität im Innenraum getestet (JOHNSON *et al.* 1981). Den größten Blattverlust unter Innenraumbedingungen (3 Monate) zeigten die Pflanzen, welche nur alle acht bzw. sechs Tage bewässert wurden. Auch bei *Aphelandra squarosa* führte eine wöchentliche Bewässerung gegenüber einer täglichen zu vermehrtem Blattverlust im Innenraum (CONOVER und POOLE 1977b).

Wachstumsminderungen in der Kultivierungsphase und Blattverlust in den anschließenden Stressphasen weisen darauf hin, dass sich eine eingeschränkte Wasserverfügbarkeit negativ auf die Akklimatisation auswirkt (JOHNSON *et al.* 1981, CONOVER und POOLE 1977b). Regelmäßige, an die Wachstumsbedingungen angepasste Bewässerung fördert die Produktqualität, reduziert oder verhindert Salzansammlungen im Substrat und wirkt dadurch Salzstress und Blattverlust entgegen.

Bisher sind, aufgrund mangelnder Untersuchungen, wenige Erkenntnisse zum Einfluss der Temperatur auf Pflanzenqualität und das Wachstum im Innenraum existent. Eine höhere Temperatur (25 °C) in Kombination mit niedriger Lichtintensität ($10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) in der Akklimatisationsphase wirkte sich nachteilig auf das Wachstum von *Schefflera arboricola* im Innenraum aus (KUBATSCH *et al.* 2006). POOLE und CONOVER (1981) kultivierten *Calathea makoyana*, *Chamaedorea elegans*, *Dieffenbachia maculata* 'Perfection' und *Nephrolepis exaltata* 'Bostoniensis' bei hohen Temperaturen (32, 38 oder 44 °C) und stellten die Pflanzen danach bei geringen Lichtintensitäten im Innenraum auf. Die beiden höheren Temperaturen führten bei allen Pflanzenarten zu einer verminderten Qualität. Nach drei Monaten im Innenraum hatten sich die Pflanzen bis auf *Calathea* regeneriert und zeigten eine gute Qualität. Hitzestress wirkt sich vermutlich nur vorübergehend negativ auf die Pflanzen aus und beeinflusst die Akklimatisation und Etablierung im Innenraum nicht nachhaltig negativ (CONOVER und POOLE 1984). Nach NOWACK und RUDNICKI (1990) verbesserte eine Temperaturabsenkung gleichzeitig mit der Schattierung die Blattfarbe und Qualität der

Pflanzen. Auch CONOVER und POOLE (1978b) empfohlen, die Temperatur an die Schattierung anzupassen, um bessere Pflanzenqualitäten zu erzielen.

2.4.1.2 Innere Qualität

Untersuchungen zur Akklimatisation von Innenraumbegrünungspflanzen zeigten einen Einfluss der inneren Pflanzenqualität auf die Erhaltung der äußeren Qualität.

Der Chlorophyllgehalt zählt zu den inneren Qualitätsparametern einer Pflanze, wirkt sich aber auch auf die äußere Pflanzenqualität aus. Die in der Produktion praktizierte Schattierung und die Nährstoffversorgung haben einen Einfluss auf den Chlorophyllgehalt zur Folge. Bei *Ficus benjamina* stieg mit zunehmender Schattierung (0, 30, 55 und 80 %) der Chlorophyllgehalt von 0,032 auf 0,044 mg/cm² signifikant an. Der gleiche Effekt wurde durch eine höher dosierte Düngung (N+K 784, 1568, 2352 kg/ha a) erzielt. Eine dunklere Blattfarbe trat erst ab einer Schattierung von 55 % positiv auf (COLLARD *et al.* 1977). Bei Untersuchungen mit *Chamaedorea elegans* bewirkte die Lichtintensität, jedoch nicht die Düngung einen positiven Einfluss auf den Chlorophyllgehalt im Blatt (REYES *et al.* 1996a). Je niedriger die Strahlung in der Produktion war (162, 306, 564 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), desto höher war der Chlorophyllgehalt (0.057, 0.052, 0.042 mg/cm²). Nachdem die Bergpalmen zwei Monate unter Innenraumbedingungen (20 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) kultiviert wurden, war der Chlorophyllgehalt bei denen, die unter der höchsten Lichtintensität produziert wurden, um 62 % gestiegen (0.068 mg cm⁻²). Bei 162 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ produzierte Pflanzen wiesen hingegen eine Reduktion des Chlorophylls um 5,3 % auf. Durch den Chlorophyllgehalt bzw. die Ausfärbung der Blätter ist es gut möglich, einen ersten Eindruck des inneren Zustands einer Pflanze zu erhalten. Je höher der Gehalt an Chlorophyll im Blatt, desto grüner erscheint es, was wiederum positiv mit der äußeren Qualität korreliert. Für eine Pflanzenart untypisch helle Blattfärbungen oder Chlorosen zeugen z. B. von Nährstoffmangel oder Lichtstress. Auch kann davon ausgegangen werden, dass normalerweise panaschierte Pflanzen, welche im Einkauf überwiegend grün ausgefärbt sind, einen guten Akklimatisationsstatus aufweisen, da sie vermutlich unter niedrigeren Lichtintensitäten produziert wurden.

Damit auch unter geringeren Lichtintensitäten ein photosynthetischer Kohlenstoffgewinn möglich ist und die Pflanze nicht mit Blattverlust reagiert, muss der LKP möglichst niedrig sein. Ein wesentliches Ziel in der Produktion von Zierpflanzen für Innenräume ist es daher, den LKP herabzusetzen und so den Akklimatisationsstatus zu verbessern. FONTENO und MCWILLIAMS (1978) führten zu dieser Thematik

Untersuchungen an *Philodendron*, *Epipremnum*, *Brassaia*, und *Dracaena* durch. Alle vier Pflanzengattungen zeigten während einer 15-wöchigen Lichtakklimatisationsphase bei $27 \mu\text{mol s}^{-1} \text{m}^{-2}$ für 12 Stunden pro Tag eine starke Senkung des LKP (< 50 bis 80%). Als Ergebnis der Akklimatisation konnte außerdem eine gesteigerte Netto- CO_2 -Aufnahme sowie eine verminderte Dunkelatmung (53 bis 71%) nachgewiesen werden. In ähnlichen Untersuchungen von JOINER *et al.* (1980) wurde gezeigt, dass der niedrigste LKP von *Ficus*-Pflanzen, die in voller Sonne kultiviert wurden, das Dreifache im Vergleich zu 47% schattierten Pflanzen betrug. Eine niedrigere Strahlung führte auch bei *Chrysalidocarpus lutescens* und *Chamaedorea elegans* zu einer Senkung des LKP (REYES *et al.* 1996a, b).

Zuvor wurde bereits erwähnt, dass hohe Nährstoffgaben in der Produktion beim Transport sowie im Innenraum Salzstress auslösen können, weshalb die Pflanze mit Blattfall reagiert. Der vermehrte Blattverlust infolge einer hohen Nährstoffversorgung könnte ebenfalls mit einer ungenügenden Akklimatisation der Pflanzen zusammenhängen. Dass durch eine Strahlungsreduktion der LKP gesenkt werden kann, ist eindeutig nachgewiesen. Kommt der Faktor Nährstoffversorgung hinzu, sind die Ergebnisse zum Einfluss auf den LKP hingegen widersprüchlich. Die Auswirkungen einer differenzierten Düngung bei der Lichtakklimatisation auf den LKP untersuchten COLLARD *et al.* (1977). Mit zunehmender Schattierung (0 bis 80%) sank der LKP um 64% auf $10,30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Eine Erhöhung der Nährstoffkonzentration (784 bis 2352 kg/ha a) hob den LKP bei sämtlichen Lichtstufen, außer bei 80% , an. Bei 80% Schattierung änderte sich die Verteilung, sodass der LKP der höchsten Düngestufe ($10,58 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) noch über dem niedrigsten ($9,66 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), jedoch unter der mittleren Versorgung ($11,5 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) lag. Bei JOHNSON *et al.* (1979) hing die Veränderung des LKP durch die Düngung von der gegebenen Lichtintensität ab. So erhöhte eine Besserversorgung mit Stickstoff (N-Stufen 673 , 2018 , 3363 kg/ha a) bei unschattierten *Ficus benjamina* den LKP von $28,98$ auf $56,35 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Bei schattierten Pflanzen (47%) sank hingegen der LKP mit steigender Stickstoffversorgung um etwa 59% auf $11,96 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Eine höhere Nährstoffversorgung senkte bei *Chamaedorea elegans* den LKP bei allen getesteten Strahlungsintensitäten (162 , 306 , $564 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) (REYES *et al.* 1996a). Der niedrigste LKP wurde bei der niedrigsten Lichtintensität ermittelt.

Die Lichtintensität beeinflusst den LKP in einem höheren Maße als die Düngung. Tendenziell bewirkte eine allgemein höhere Nährstoffversorgung, insbesondere bei

schattierten Pflanzen, positive Effekte auf den LKP. Ein deutlicher Zusammenhang zwischen Nährstoffversorgung und Lichtintensität zeigte sich den aktuellen Erkenntnissen nach aber nicht. Außerdem ist ein Vergleich der einzelnen Untersuchungen problematisch, wenn die gegebenen Lichtbedingungen in den Versuchen nicht vergleichbar sind oder gar Angaben dazu fehlen. Da sich höhere Salzkonzentrationen im Substrat negativ auf die Qualität der Pflanzen bei starkem Lichtmangel und Trockenheit auswirken können und eine niedrige Nährstoffverfügbarkeit die äußere Pflanzenqualität mindern, ist eine mittlere Nährstoffversorgung den Erkenntnissen nach als günstig anzusehen. CONOVER und POOLE (1990) formulieren Empfehlungen zur Düngung von zu akklimatisierenden Grünpflanzen im Zusammenhang mit der Lichtintensität.

Zuvor wurde dargestellt, dass bei Lichtakklimatisation der Chlorophyllgehalt und der LKP gesenkt werden. Bisher berücksichtigten lediglich wenige Studien den Einfluss der Produktionsbedingungen auf die Kohlenhydrate von Zierpflanzen speziell für Innenräume. Analysen zum Kohlenhydratgehalt bei *Ficus benjamina* führten JOINER *et al.* (1980) durch. Diese ergaben, dass eine Schattierung (47 %) zu einer Abnahme des KH-Gehaltes in der Wurzel, jedoch nicht in den Blättern führt. Untersuchungen von MILKS *et al.* (1979) an *Ficus benjamina* konnten eine Korrelation zwischen Lichtintensität und Kohlenhydratgehalt zeigen. Mit zunehmender Lichtsenkung (35 und 63 %) nahm der KH-Gehalt ab. Bei einem Schattierungsgrad von 63 % fielen die Gehalte in den Wurzeln um 27 % auf 319 mg/g TM und in den Blättern um 22 % auf 136 mg/g TM. Unter Innenraumbedingungen (3 Monate) nahmen die Kohlenhydratgehalte der unschattierten sowie der zu 63 % schattierten Variante gleichermaßen um 27 % ab. VENEKLAAS und DEN OUDEN (2005) setzten *Ficus benjamina* und *F. binnendijkii* Lichtbedingungen von $5 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ nach einer Kultivierung unter $90 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aus. Bei beiden Arten war für etwa eine Woche eine negative Wachstumsrate zu verzeichnen. Es wurde in dieser Phase ein erheblicher Abfall der Speicherstärke und der löslichen Zucker in den Blättern und Stämmen festgestellt. Der Kohlenhydratgehalt war in sich entwickelnden Blättern geringer als im adulten Laub. Zudem wurden einige der jungen Blätter abgeworfen. Vor der Lichtabsenkung betrugen die KH-Gehalte (Blatt+Stamm) 142 mg/g TM (*Ficus benjamina*) und 160 mg/g TM (*F. binnendijkii*). Nachdem die Pflanzen 30 Tage bei $5 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ standen, hatten sich die KH-Gehalte auf 116 und 112 mg/g TM stabilisiert. Eine Lichtsenkung in der Produktionsphase wirkte sich auch bei *Chrysalidocarpus lutescens* (1241, 820, 481 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) und *Chamaedorea elegans* (564, 306,

162 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) negativ auf den Kohlenhydratgehalt aus (REYES *et al.* 1996a,b). Nach drei Monaten im Innenraum (20 $\mu\text{mol s}^{-1} \text{m}^{-2}$) nahmen bei *Chrysalidocarpus lutescens* die KH-Gehalte weiter drastisch ab. Im Vergleich zu den Konzentrationen zum Ende der Produktion wurde eine Reduktion von 45 – 55 % der löslichen Zucker in Blatt, Stamm und Wurzel nachgewiesen. Die Stärkegehalte sanken im Stamm um 97 % und in den Wurzeln um 62 bis 72 %. Bei *Chamaedorea elegans* fiel während der Innenraumphase der Stärkegehalt im Stamm um 13 %, wenn die Pflanzen bei 306 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ im Vergleich zu 564 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (43 %) produziert wurden. In den Wurzeln stieg die Stärkekonzentration um 17 % infolge einer Kultivierung bei 162 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Die KH-Gehalte nach der Innenraumphase waren bei *Chamaedorea elegans* im Vergleich zu *Chrysalidocarpus lutescens* fast doppelt so hoch. Der hohe KH-Verbrauch bei *Chrysalidocarpus lutescens* ist vermutlich auf den wesentlich höheren LKP zurückzuführen. Am Ende der Produktionsphase lag dieser im Mittel bei 192 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, bei *Chamaedorea elegans* hingegen nur bei 31 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Die stete Nachlieferung von Assimilaten durch eine positive Energiebilanz der Photosynthese bei ausreichenden Lichtintensitäten ermöglicht hohe Stoffwechsel- und Wachstumsraten mit entsprechender Einlagerung von Kohlenhydraten (VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005). Findet ein starker Abfall der Lichtintensität, möglicherweise unter den LKP einer Pflanze statt (z. B. Pflanzentransport, Innenraum), führt das vorrangig in den Geweben mit hoher Stoffwechselaktivität zu einer negativen Kohlenhydrat-Balance. Bei der Kultivierung in Schattenhallen werden aufgrund der reduzierten Strahlung weniger Kohlenhydrate produziert (WILLIAMS 2002). In dieser Situation sind die eingelagerten Kohlenhydrate (Glucose, Fructose, Saccharose und Stärke) von Bedeutung oder sogar die einzige Energiequelle zur Aufrechterhaltung des Wachstums bzw. der Substanzerhaltung (POORTER und KITAJIMA 2007). An Schattenbedingungen angepasste Pflanzen mit einem niedrigeren LKP weisen einen geringeren Kohlenstoffverbrauch aufgrund der geringeren Wachstumsraten und Atmung auf (NOGUCHI *et al.* 2001, VENEKLAAS und POORTER 1998). Nach NOORDEGRAAF (1995) hängen die Kohlenhydratreserven stärker mit der Lichtintensität zusammen als mit den Wachstumsfaktoren Temperatur, Kohlendioxidgehalt, Bewässerung und Nährstoffversorgung.

Dass der Kohlenhydratgehalt nicht nur von der praktizierten Lichtakklimatisation, sondern auch von der Düngung abhängt, soll nachfolgend kurz erörtert werden. MILKS *et al.* (1979) untersuchten den Einfluss der N-K-Versorgung auf den

Kohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina*. Im Ergebnis sorgte eine mittlere N-K-Versorgung (316 mg pro 30 cm Topf/Woche) für eine Steigerung der KH-Gehalte in den Wurzeln, verglichen mit einer niedrigen (157 mg pro 30 cm Topf/Woche) und hohen (474 mg pro 30 cm Topf/Woche) Nährstoffversorgung. Nach REYES *et al.* (1996b) bewirkten niedrige Nährstoffgaben in Kombination mit hohen Lichtintensitäten $1\,241\ \mu\text{mol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$ bei *Chrysalidocarpus lutescens* die höchsten Stärkegehalte in den Stängeln und Wurzeln zum Ende der Produktion sowie unter den nachfolgenden Innenraumbedingungen. Eine niedriger dosierte Düngung (wöchentlich 880, 440, 220mg/Topf, N-P-K 20-4.7-16.6) erhöhte auch bei *Chamaedorea elegans* die KH-Konzentration (REYES *et al.* 1996a).

Obwohl die Literaturanalyse zeigt, dass ein guter Wissensstand zur Akklimatisation von Pflanzen für die Begrünung von Innenräumen vorhanden ist, muss das Verständnis noch weiter ausgebaut werden. Speziell innere Parameter, wie Lichtkompensationspunkt, Atmung und Kohlenhydratgehalt, scheinen eine besondere Stellung beim Akklimatisationsprozess einzunehmen. Die Bedeutung der vorhandenen Kohlenhydrate für die Akklimatisation sowie die Beziehung zwischen Kohlenhydratstatus zum Zeitpunkt einer Lichtabsenkung und der äußeren Qualität (Verlust, Stabilität, Zuwachs) sind noch weitestgehend offen. Für den bestmöglichen Akklimatisationserfolg sind in Anbetracht der vorliegenden Erkenntnisse fein aufeinander abgestimmte Kultivierungsmethoden nötig. Allerdings lassen sich dazu bisher keine allgemeingültigen Aussagen formulieren (Tab. 8).

Tab. 8: Einfluss von Lichtintensität und Düngung auf die inneren Qualitätsparameter von Pflanzen (+ steigt, - sinkt, 0 ohne Effekt) (IBRAHIM *et al.* 2011, VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005, REYES *et al.* 1996a, JOINER *et al.* 1980, JOHNSON *et al.* 1979, FONTENO und MCWILLIAMS 1978, COLLARD *et al.* 1977).

Parameter	Lichtintensität		Düngung		Lichtintensität+Düngung			
	hoch	niedrig	hoch	niedrig	hoch+ hoch	hoch+ niedrig	niedrig+ hoch	niedrig+ niedrig
Chlorophyllgehalt	-	+	+/0	-/0/+	+	?	?	-
LKP	+	-	+	-	+	-	-/+	+/-
Dunkelatmung	+	-	+	-	?	?	?	?
Kohlenhydratgehalt	+	-	-/+	+/-	-/+	-/+	-/+	-/+

Einerseits, weil oft genaue Angaben zu den Versuchsbedingungen, insbesondere zur Strahlung fehlen und so keine Vergleichbarkeit gegeben ist. Andererseits zeigen die Forschungsergebnisse meist gegenläufige Trends, sofern mehrere Faktoren geprüft wurden. Auch wirken sich bestimmte Faktoreinstellung bei verschiedenen Pflanzenarten unterschiedlich aus und es sind Unterschiede zwischen den Pflanzenorganen auszumachen. Bessere Qualitäten werden bei den meisten Pflanzenarten bei hohen Lichtintensitäten sowie Düngergaben erzielt, hingegen nimmt der Akklimatisationsstatus, gemessen an der Trieb- und Blattmorphologie sowie den inneren Merkmalen, vor allem Chlorophyllgehalt und Lichtkompensationspunkt, mit dem Schattiergrad und der Dauer der Schattierung zu, der Kohlenhydratgehalt ab. Auch können die einzelnen Wachstumsparameter (z. B. Nährstoffverfügbarkeit vs. Strahlung) sich gegenseitig bedingen und Akklimatisationseffekte abschwächen oder verstärken.

Der Literatur zufolge liegt außerdem eine starke Abhängigkeit zur Pflanzenart und deren genetisch bedingter Lichtbedürftigkeit vor. Möglicherweise können weitere Untersuchungen die momentan angedeutenden Unterschiede zwischen mono- und dikotylen Pflanzen ausbauen. Des Weiteren spielen die Produktionszeit und das Qualitätsziel aus Sicht des Produzenten eine bedeutende Rolle bei der Wahl des Kultivierungsverfahrens zur Akklimatisation. Die beschriebene 2. Lichtakklimatisationsmethode mit einer mittleren Nährstoffversorgung stellt einen guten Kompromiss vorwiegend für Sonnenpflanzen dar, wobei der Schattiergrad an die vorherrschende Pflanzenart angepasst, oder wenn ökonomisch sinnvoll und technisch umsetzbar, die Schattierung nach Pflanzengruppen erfolgen sollte. Für Schattenpflanzen ist der Literatur zufolge Dauerschattierung zu bevorzugen, wobei auch hier ein noch breiteres Pflanzenspektrum untersucht werden muss, um die Lichtintensität zu ermitteln, die ein optimales Wachstum mit entsprechend guten Qualitäten und einem gleichzeitig hohen Akklimatisationsstatus erzielt. Generell bleibt zu konstatieren, dass in den vorgestellten Untersuchungen die abschließende Aussage und daher Empfehlung der Autoren zumeist wie folgt lautete: eine mittlere Schattierstufe mit mittlerer Düngestufe führte zu einem guten Akklimatisationsergebnis.

2.5 Energiestoffwechsel

2.5.1 Photosynthese und Atmung

Strahlung ist für Pflanzen der wichtigste Wachstumsfaktor, denn bei der Photosynthese wird anorganische Substanz (Wasser und Kohlenstoffdioxid) mithilfe von Strahlungsenergie in organische Substanz (Glucose als Primärprodukt) umgewandelt. Die durch Lichtenergie aufgebauten Kohlenhydrate werden bei der Atmung (Dissimilation) zur Energiegewinnung wieder abgebaut. Die Intensität der Photosynthese bei Pflanzen kann u. a. über den CO₂-Gaswechsel, also die Bilanz von Abgabe und Aufnahme von Kohlendioxid, gemessen werden (LONG und BERNACCHI 2003). Der Stoffwechsel von Pflanzen wird durch die lediglich im Licht mögliche Photosynthese (CO₂-Aufnahme) und die ständig stattfindende Atmung (CO₂-Produktion) bestimmt (LIETH 1960). Durch die Atmungsprozesse (Dissimilation, Photorespiration), welche parallel zur Photosynthese ablaufen, wird die Bilanz der Photosynthese bzw. CO₂-Aufnahme reduziert. Es wird daher zwischen Brutto- (reelle) und Nettophotosynthese (apparente) unterschieden. Eine positive Gesamtbilanz der Photosynthese, also Substanzgewinn, kann lediglich erreicht werden, wenn die Photosynthese bzw. Kohlenstofffixierung gegenüber der Atmung überwiegt. Die bei der Photosynthese gebildeten energiereichen Moleküle, welche nicht veratmet werden, dienen als Bausteine für weiteres Wachstum der Pflanze. Weiterhin wird ein Teil als Energiespeicher in Speicherparenchymen (z. B. in Mark, Sprossachse, Wurzel, Knollen) eingelagert, um Phasen, in denen keine Photosynthese betrieben werden kann, zu überbrücken (NABORS 2007, SCHOPFER und BRENNICKE 2006). Mit zunehmender Lichtintensität steigt die Photosyntheserate – bei optimaler Lichtintensität wird mehr CO₂ aufgenommen als abgegeben. Eine geringe Strahlungsintensität kann dazu führen, dass die Atmung die Photosynthese übersteigt. Liegt die verfügbare Strahlung unterhalb des LKP, wird der pflanzliche Stoffwechsel nur durch die gespeicherten Energiereserven aufrechterhalten. Seneszenz (Vergilbung, Proteinabbau, Abwurf grüner Blätter) ist dabei ein Anzeichen für bestehenden Lichtmangel. Eine andauernde negative Photosynthesebilanz kann zum Absterben der Pflanze führen (SCHOPFER und BRENNICKE 2006). Das ist hinsichtlich der Lichtakklimationsmaßnahmen in der Produktion von Innenraumbegrünungspflanzen ein Aspekt, dem sich diese Arbeit widmet. Dafür wurden Untersuchungen durchgeführt, die den Zusammenhang zwischen Lichtsenkung und Kohlenhydrathaushalt umfassend betrachteten.

2.5.2 Kohlenhydrate im pflanzlichen Stoffwechsel

Der komplexe Reaktionsprozess der Photosynthese liefert niedermolekulare Verbindungen der Kohlenhydrate, Zucker, die wichtigste Gruppe aller organischen Substanzen und für den pflanzlichen Stoffwechsel unabdingbar. Kohlenhydrate bestehen aus Kohlen-, Wasser- und Sauerstoff, mit der allgemeinen Strukturformel $C_nH_{2n}O_n$ und werden wie folgt strukturell unterteilt (BALTES 2007):

1. Monosaccharide
2. Di- und Oligosaccharide
3. Polysaccharide

Die kleinsten Bausteine der Zucker sind die Monosaccharide (Einfachzucker). Je nach Anzahl der C-Atome handelt es sich dabei um Triosen, Tetrosen, Pentosen, Hexosen, etc. Zu den wichtigsten Hexosen zählen z. B. D-Glucose und D-Fructose (im weiteren Verlauf Glucose und Fructose). Monosaccharide besitzen aufgrund ihrer Aldehyd- oder Ketogruppe reduzierende Eigenschaften und werden demgemäß auch als „reduzierende Zucker“ bezeichnet (BLASCHEK und ALBAN 2007).

Glucose ist das zentrale Monosaccharid im pflanzlichen Stoffwechsel und kommt in der Natur meist zusammen mit Fructose und/oder Saccharose in freier Form vor. Zucker ist Bestandteil wichtiger Kohlenhydrate, wie Saccharose und Stärke, sowie der Strukturpolysaccharide Zellulose, Hemizellulose sowie Kallose und kann in Fructose umgewandelt werden. Ausgehend von Glucose können außerdem die sekundären Pflanzenstoffe, Aminosäuren, Fettsäuren und Vorstufen der Nukleotidzucker synthetisiert werden (O. V. 1961). Ein weiteres Monosaccharid ist Fructose, die insbesondere in Früchten, Honig und Nektar in freier Form, sonst gebunden in verschiedenen Di- und Polysacchariden (Fructane) vorkommt. Bei der Verkettung (glycosidische Bindung) von Glucose und Fructose entsteht das nicht reduzierende Disaccharid (Zweifachzucker) Saccharose. Der Zucker kann durch das Enzym „Invertase“ wieder in seine Grundbausteine gespalten werden (RAUSCH 1999). Saccharose ist die am weitesten verbreitete und bei vielen Pflanzenarten einzige Transportform der Kohlenhydrate (WINTER und HUBER 2000, SAUER und STOLZ 1994). Zusätzlich zu Saccharose werden z. B. bei Rosaceae ebenfalls die Zuckeralkohole Sorbitol und/oder Mannitol transportiert (REIDEL *et al.* 2009, ZIMMERMANN 1975, WEBB und BURLEY 1962). Als nicht-reduzierender Zucker ist Saccharose chemisch inert und verursacht infolgedessen auch in hohen Konzentrationen keine Schäden im umliegenden Gewebe (DERRER 2013). Von den löslichen Kohlenhydraten fungiert sie zudem als wichtiges Speicherkohlenhydrat (BLASCHEK und ALBAN 2007, KUTSCHERA

2002). Der wichtigste Kohlenstoffspeicher im pflanzlichen Stoffwechsel ist jedoch die Stärke. Stärke ist ein Polysaccharid (Mehrfachzucker/Glycane), das aus vielen miteinander verknüpften Glucosemolekülen aufgebaut ist. Die wichtigsten pflanzlichen Stärkesorten sind Amylose und Amylopectin, wobei Letztere mit 90 bis 70 % den größeren Anteil ausmacht und im Gegensatz zu Amylose wasserunlöslich ist. Charakteristisch für Stärke ist daher eine geringe Wasserlöslichkeit. Stärke speichert bei Glucoseüberschuss Energie, d. h., die Glucose, die zunächst nicht für weitere Stoffwechselvorgänge benötigt wird, wird in unlöslicher Form im Speicherparenchym als Stärkekörner „gesichert“. Speziell in Wurzeln, Zwiebeln, Knollen und Samen sind Speicherparenchyme verstärkt angesiedelt. Aber auch im Mark- und Rindenparenchym werden Reservestoffe angehäuft. Bei holzigen Pflanzen dient das Holzparenchym als Speicherfunktion. Stärke kommt zudem in Blättern vor, wenn die photosynthetische Zuckerbildung in den Chloroplasten schneller verläuft als die Weiterverarbeitung in der Zelle oder der Abtransport über das Phloem. Diese sogenannte transitorische Stärke wird zunächst in den Chloroplasten zwischengelagert, bevor sie, insbesondere nachts, zu den eigentlichen Speicherorganen abtransportiert wird (EBERMANN und ELMADFA 2011).

Neben den beschriebenen Zuckern und Stärke sind z. B. Cellulose, Fructane oder Pektine weitere Kohlenhydrate, die für den Stoffwechsel von Bedeutung sind. Als Speicherreserven dienen abgesehen von Kohlenhydraten ebenfalls Lipide und Proteine (HANSELMANN 1979).

Das Vorhandensein von Kohlenhydraten ist von grundlegender Bedeutung, da sie vielfältige Funktionen in der Pflanze erfüllen. Sie spielen eine wichtige Rolle als Signalgeber und Baustein im Stoffwechsel, in Entwicklungsprozessen und im Wachstum, bei Wirt-Pathogen-Beziehungen und Verzögerung oder Vermeidung von Pflanzentod (z. B. als Schutzstoffe bei Frost) (MOGHADDAM und VAN DEN ENDE 2012, LEWANDOWSKI 2009, ROLLAND *et al.* 2006, ARENAS-HUERTERO *et al.* 2000, ULLRICH und HEBER 1957). Freie Zucker und Polysaccharide stellen metabolische Energie bereit und sind eine Quelle für Kohlenstoffskelette. Wachstumsfaktoren, wie Wasser, Licht und Nährstoffe haben das Potenzial, die Produktivität einer Pflanze zu senken. Beispielsweise kann die Produktion neuer Kohlenhydrate aufgrund geringer oder nicht stattfindender Photosynthese minimiert werden oder ausbleiben (z. B. CO₂-Mangel, Dunkelheit) (AMTHOR und MCCREE 1990). In diesem Fall sind Reservekohlenhydrate essenziell, um die Atmung von lebenden Zellen aufrechtzuerhalten und das Überleben der Pflanzen zumindest vorübergehend zu sichern (NEWELL *et al.* 2002). Abgesehen

von natürlichen Ruhephasen, in denen der Stoffwechsel der Pflanzen stark heruntergefahren ist, wie z. B. bei Zwiebel- und Knollengewächsen, die zur Überbrückung ungünstiger Vegetationsbedingungen verstärkt Kohlenhydrate einlagern, ist ein längeres Überleben gänzlich ohne Kohlenhydratneubildung/-nachschub aus der Photosynthese nicht möglich (ALCOVERRO *et al.* 1999).

2.5.3 *Source-sink-Beziehungen*

Photosynthetisch aktive Gewebe (*source*-Gewebe/-Organe) von Pflanzen versorgen die nicht assimilierenden Gewebe mit Kohlenhydraten (*sink*-Gewebe/-Organe). *Source*-Gewebe sind im Wesentlichen voll entwickelte Blätter, welche die *sink*-Gewebe – junge Blätter, Triebe, Blüten, Früchte, Wurzeln, Stammgewebe und Meristeme – mit Kohlenhydraten versorgen. Die Richtung des Assimilatstroms und die quantitative Verteilung sind nicht konstant, sondern sind mit der Entwicklung bzw. den Entwicklungsstadien einer Pflanze verknüpft, wobei die Pflanzenhormone Auxine und Gibberelline eine Rolle spielen (bedarfsabhängige Regulation). Aber auch äußere Faktoren (Licht, Feuchtigkeit, Temperatur, Nährstoffversorgung) und Stress können die *source-sink*-Beziehungen beeinflussen (ROITSCH 1999). Die Verteilung erfolgt stets von der Zuckerquelle zu den Orten des Zuckerverbrauches bzw. vom Bereich hoher Zuckerkonzentration zum Bereich niedriger Konzentration infolge des Druckausgleichs. So dient z. B. die Kartoffelknolle beim Austrieb zunächst als *source* für die sich entwickelnde oberirdische Pflanzenmasse und wandelt sich nach der abgeschlossenen Triebentwicklung zum *sink* um, wobei die Blätter nun die *source*-Funktion übernehmen (SCHOPFER und BRENNICKE 2006, RICHTER 1997). Die *sources* und *sinks* stehen insofern in einer engen Wechselbeziehung. Es können nur die Assimilate verbraucht werden, die vorhanden sind, die Assimilatproduktion hängt jedoch wiederum von der Nachfrage ab. So kann es z. B. bei reduziertem Assimilatbedarf in den *sink*-Gewebe zu einer Hemmung der Photosynthese kommen (PAUL und FOYER 2001, WINDER *et al.* 1998, MORCUENDE *et al.* 1997). Schwachlichtbedingungen führen zu einer Verschiebung des *sink-source*-Verhältnisses (mangelnde Assimilatproduktion in den Blättern), sodass die Assimilateinspeisung in Speichergewebe gestoppt wird, die vorhandenen Reserven hingegen genutzt bzw. mobilisiert und an die Bedarfsorte transportiert werden (ALCOVERRO *et al.* 1999, GANSERT und SPRICK 1998).

Die Assimilatverteilung (Translokation) erfolgt über das Phloem hauptsächlich in Form des Transportzuckers Saccharose, einige Pflanzen transportieren jedoch ebenfalls

größere Oligosaccharide (HANNAH *et al.* 2006, KÜHN *et al.* 1999). Die ‚Beladung‘ in das Phloem und ‚Entladung‘ in das *sink*-Gewebe kann über den apoplastischen oder über den symplastischen Weg erfolgen. Für den apoplastischen Weg, welcher eine aktive Aufnahme entgegen eines Konzentrationsgefälles ins Phloem unter Verbrauch von ATP darstellt, sind Saccharose/H⁺-Cotransporter und eine H⁺-ATPase als Protonenpumpe notwendig. Gleiches gilt für die Phloementladung. Möglich ist ferner, dass die Saccharose in den Apoplast im *sink*-Gewebe entlassen und von extrazellulären Invertasen in Glucose und Fructose gespalten wird. Die Monosaccharide werden dann über Monosaccharid-H⁺-Symporter in die Zellen aufgenommen und für Biosynthesen genutzt oder als Energieträger gespeichert (LIESCHE *et al.* 2011, WILLIAMS *et al.* 2000, ROITSCH und TANNER 1996).

2.6 Kohlenhydrataufnahme über die Wurzel

Kohlenhydrate fungieren in Pflanzen als Energieträger, sind Bausteine wesentlicher Pflanzensubstanzen – abgespeichert als Reserven können sie in Phasen schlechter Wachstumsbedingungen (Lichtmangel, Trockenstress) für den Stoffwechsel bereitgestellt werden, dienen sozusagen als Puffer.

Pflanzen geben auch zu einem großen Teil photosynthetisch fixierten Kohlenstoff in Form von CO_2 bei der Wurzelatmung sowie als lösliche oder unlösliche Kohlenstoffverbindungen in Wurzelabsonderungen (Wurzelexsudate) an den Boden ab. Diese Wurzelexsudate bestehen zumeist aus niedermolekularen Verbindungen, wobei verschiedene Zuckerarten (z. B. Fructose, Glucose, Saccharose, Xylose) und Aminosäuren (u. a. Asparagin, Glutamate, Serin) und organische Säuren (Citrate, Lactate) einen hohen Anteil ausmachen (KUZYAKOV und JONES 2006, DAKORA und PHILIPS 2002). Die Abgabe von Zuckern über die Wurzel stellt einen signifikanten Kohlenhydratverlust für die Pflanze dar (KUZYAKOV und JONES 2006). Nach GISI (1997) werden etwa 30 % der im Spross hergestellten Assimilate der Wurzel zugeführt, wovon 60 % für die Wurzelbiosynthese und -atmung benötigt werden, die restlichen 40 % gehen durch Wurzelexsudation verloren. Das bedeutet, dass durch Wurzelexsudation 10 % der Assimilate verbraucht werden (10 – 100 mg/g Wurzel).

Pflanzenwurzeln nehmen zudem durch ihre Stoffausscheidungen, aber auch durch die Wasser- und Nährstoffaufnahme Einfluss auf die unmittelbare Umgebung, die sogenannte Rhizosphäre (BADRI und VIVANCO 2009, NEUMANN und RÖMHELD 2007, JONES *et al.* 2004). Die abgegebenen Substanzen dienen als leicht verfügbare Kohlenstoff- und Stickstoffquelle für bodenbürtige Mikroorganismen und sie sind wesentlicher Bestandteil bei der Symbiose mit wurzelbürtigen Pilzen (Mykorrhizapilze) (GISI 1997). Die Wurzelexudate spielen neben der Pflanze-Mikroben-Interaktion ebenfalls eine Rolle bei der Pflanze-Pflanze-Interaktion und der Wirt-Pathogen-Interaktion und können den pH-Wert in der Rhizosphäre beeinflussen (BAIS *et al.* 2006, DAKORA und PHILLIPS 2002). Abiotische und biotische Faktoren, wie z. B. Photosyntheserate, Wasserverfügbarkeit, Mycorrhiza, Nährstoffmangel, Pathogenbefall etc., aber auch das Pflanzenalter und die Pflanzenart beeinflussen die Zusammensetzung sowie Menge der Wurzelausscheidungen erheblich (JONES *et al.* 2004).

Einerseits scheidet die Pflanze organische Substanzen über die Wurzel aus, andererseits entnimmt sie dem Boden anorganische Nährstoffe. Wenn Pflanzen Zucker über die

Wurzel abgeben, können sie diesen im Umkehrschluss auch über die Wurzel aufnehmen und für sich als Kohlenhydratquelle verfügbar machen?

Der von der Pflanze in den Boden abgegebene Zucker kann von den Mikroorganismen absorbiert und biologisch abgebaut, mineralisiert oder ausgewaschen werden (KUZYAKOV und JONES 2006). Die Zucker können von der Pflanzenwurzel aber auch wieder aufgenommen werden. An verschiedenen Kulturen, u. a. *Arabidopsis thaliana*, *Zea mays*, *Solanum lycopersicum*, *Vicia faba*, *Gossypium sp.* konnte die Zuckeraufnahme über die Wurzel nachgewiesen werden. Möglich ist die direkte Aufnahme exogener Zucker aus Nährmedien sowie die Re-Absorption der ausgeschiedenen Zucker aus der Rhizosphäre (KUZYAKOV und JONES 2006, STUBBS *et al.* 2004, SACCHI *et al.* 2000, SHERSON *et al.* 2000, XIA und SAGLIO 1988, RAMSHORN 1960). Absorbiert werden hauptsächlich Monosaccharide, jedoch auch Disaccharide (XIA und SAGLIO 1988, KOK CHIN und WESTON 1975). Welche Zuckerart bevorzugt wird, hängt im Wesentlichen von der Pflanzenart ab. So bevorzugen z. B. *Solanum lycopersicum* und *Beta vulgaris* eher Saccharose als Glucose, was sich insbesondere dadurch zeigte, dass die Zugabe des bevorzugten Zuckers den Gehalt an löslichen Zuckern in der Wurzel erhöhte (WYSE 1979, THOMAS und WEIR 1967). Maiswurzeln absorbierten bevorzugt Glucose, weniger hingegen Fructose und Rhamnose (Tab. 9) (JONES und DARRAH 1996). Viele Zuckerarten, wie z. B. Glucose, Saccharose und Xylose, wirken sich positiv auf das Wurzelwachstum aus. Untersuchungen an Sämlingen der Modellpflanze *Arabidopsis thaliana* zeigten, dass durch die Zugabe von Saccharose zum Nährmedium (Agar) das Wurzelwachstum hinsichtlich Verzweigung gefördert wird (TAKAHASHI *et al.* 2003). Andere Zucker hingegen, wie z. B. Galactose oder Mannose, besitzen eine toxische Wirkung auf die meisten Pflanzen, sie können das Wachstum hemmen oder zum Absterben der Wurzel führen (Abb. 14) – überwiegend dann, wenn sie in Abwesenheit anderer Zuckerarten auftreten (GROSSMANN *et al.* 2011, KNUDSON 1917).

Tab. 9: Zuckeraufnahme bei intakten Mais-Wurzeln, die für 24 h in einer Mischzuckerlösung (10 μ M) gehalten wurden (JONES und DARRAH 1996).

Zuckerart	Aufnahme nM/mg Wurzel-TM	% der Glucose-Rate
Glucose	59	100
Mannose	49	83
Xylose	47	80
Arabinose	45	76
Galactose	36	61
Fructose	30	51
Ribose	15	25
Rhamnose	14	24

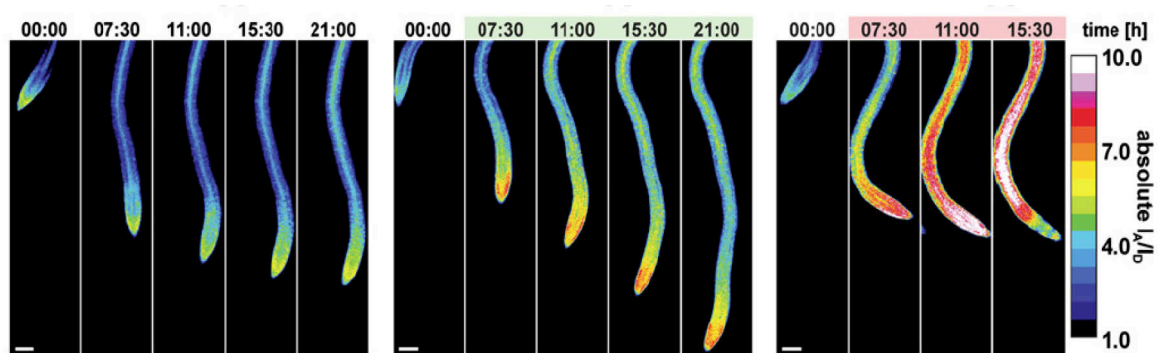


Abb. 14: Zeitliche Abfolge der Entwicklung von Wurzel und Zuckerkonzentration von *Arabidopsis*-Sämlingen nach Zusatz von Zucker ins Hydrokultur-Medium; links: Kontrolle ohne Zuckerzusatz, mittig: Glucose-Anteil 10 mMol und rechts: Galactose-Anteil 10 mMol (verändert aus GROSSMANN *et al.* 2011).

Pflanzenwurzeln besitzen spezielle H^+ -Cotransporter-Systeme (Carrier), die in der Rhizosphäre vorhandene Zuckermoleküle erkennen, diese binden und in die Wurzel einschleusen. Diese Transporter-Proteine sind stoffspezifisch oder bevorzugen eine bestimmte Zuckerart (z. B. Glucose-Carrier, Fructose-Carrier, Carrier mit Affinität für Glucose). Es ist insofern möglich, dass ein Transporter bevorzugt Glucose transportiert, in Abwesenheit dieser Zuckerart wird jedoch auch z. B. Fructose transportiert. Es handelt sich bei der Absorption in die Wurzel um eine aktive Aufnahme, die mit Energieverbrauch verbunden ist. Der aktive Zuckertransport wird durch einen elektrochemischen Protonengradienten, angeregt durch H^+ -ATPase-Aktivität im Plasmalemma, die den Zucker/ H^+ -Cotransport antreibt, ermöglicht (YAMADA *et al.* 2011, JONES *et al.* 2009, RAUSCH 1991, XIA und SAGLIO 1988, REINHOLD und KAPLAN 1984).

Die Menge an exogenen Zuckern, welche aufgenommen wird, ist nach den bisherigen Erkenntnissen jedoch nicht sehr groß. In einer Untersuchung von KUZYAKOV und JONES (2006) mit Mais-Sämlingen unter Laborbedingungen wurden weniger als 10 % der zugeführten ^{14}C -Glucose absorbiert und nur 0,6 % des aufgenommenen Zuckers wurden in den Trieb transloziert. Als eine Ursache für die geringe Aufnahme sind die Mikroorganismen des Bodens zu sehen. Ein großer Teil der Glucose wurde mineralisiert. Bereits nach 1 h wurden 7 % der markierten Glucose als CO_2 im Boden wiedergefunden. Zwischen Pflanzenwurzel und Mikroorganismen herrscht ein starker Konkurrenzkampf um die Zucker. Die Konkurrenzfähigkeit der Wurzeln wird vom Ökosystem bzw. den Bodenbedingungen beeinflusst. In temperierten Böden stellen die Pflanzenwurzeln eine schwache, bei arktischen Bedingungen hingegen eine starke Konkurrenz gegenüber den Mikroorganismen dar. Überdies ist nach KUZYAKOV und JONES (2006) der Konkurrenzkampf von der räumlichen Lokalität der niedermolekularen Verbindungen im Boden abhängig. Die Wurzeln können nur um Substanzen konkurrieren, welche sich direkt in der Nähe der Wurzeloberfläche befinden, der Massenstrom der Substanzen, der mehr als einige Millimeter entfernt ist, ist wenig relevant. Die Autoren folgern daher, dass die Aufnahme organischer Substanzen durch die Wurzeln deshalb nur in der Rhizosphäre von Bedeutung sein kann.

3 Problem- und Zielstellung

Produzenten, Händler sowie Verwender von Innenraumbegrünungspflanzen sehen sich stets erneut mit einem wesentlichen Problem konfrontiert: Der wichtigste Wachstumsfaktor „Strahlung“ ist für die Pflanzen während des zwei- bis dreiwöchigen Importes nicht und am Innenraumstandort in 80 % der Fälle lediglich unzureichend verfügbar. Strahlungswerte von weniger als $18 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ sind insbesondere in den Wintermonaten in Mitteleuropa typisch. Wird kein ausreichendes Zusatzlicht geboten, kommt es zu Lichtmangel, denn viele der verwendeten Pflanzenarten zeigen aufgrund ihrer Herkunft mittlere bis hohe Mindestlichtansprüche (>18 bis $>80 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) (FLL 2011). Lichtmangel führt zu einer verminderten Photosyntheserate, wodurch zu wenig Zucker für den Stoffwechsel synthetisiert werden kann. Dementsprechend sind Wachstum und Kohlenhydratspeicherung reduziert oder gar mangelhaft (DRÜGE 2000). Weiterhin etiolieren die Pflanzen bei Lichtmangel und die Pflanzenvitalität verschlechtert sich, wodurch wiederum die Anfälligkeit gegenüber Schaderregern erhöht wird.

Durch die Akklimatisation soll die Pflanze den Transport zu Händler und Konsumenten ohne wesentliche Qualitätsminderung überstehen und sich gut im Innenraum etablieren. Es existieren vielfältige Untersuchungen zur Evaluation der effektivsten Akklimatisationsverfahren, aus denen Empfehlungen formuliert wurden. Als Hauptwachstumsfaktor tritt in diesem Zusammenhang die Strahlung auf. Obwohl umfassende wissenschaftliche Erkenntnisse vorliegen und die Lichtakklimatisation integraler Bestandteil in der Praxis ist, verlieren Pflanzen vielfach im Laufe der Absatzkette und bei Verwendung unter geringen Lichtintensitäten an Qualität. Dementsprechend ist zu vermuten, dass entweder die vorherrschenden Klimaparameter in der jeweiligen Situation außerhalb des Akklimatisationsbereichs der Pflanzen liegen oder andere Faktoren eine wichtige Rolle hinsichtlich der Pflanzenqualität einnehmen. Der Einfluss der wichtigsten Wachstumsfaktoren wurde bisher überwiegend hinsichtlich der äußeren Qualität untersucht. Die innere Qualität der Pflanzen für Innenräume wurde in diesem Zusammenhang bislang lediglich unzureichend geprüft. In den Untersuchungen zur Innenraumbegrünung wird der Kohlenhydratgehalt in wenigen Fällen thematisiert oder nur am Rande erwähnt. Daraus ist zumindest zu erkennen, dass die Maßnahmen zur Akklimatisation der Pflanzen einen Einfluss auf deren Kohlenhydratgehalt haben können. Es besteht grundsätzlich ein Mangel an Daten zu den Kohlenhydratreserven in der Pflanze hinsichtlich Produktionsbedingungen und

ihrer Bedeutung bezüglich Transport- und Standortbedingungen bei der Verwendung, die sich durch Lichtmangel auszeichnen. Die stete Nachlieferung von Assimilaten bei hohen Lichtintensitäten ermöglicht hohe Stoffwechsel- und Wachstumsraten mit entsprechender Einlagerung von Kohlenhydratreserven. Einerseits zeigten einige Forschungsarbeiten, dass durch eine Lichtakklimatisation der Kohlenhydratgehalt der Pflanzen vermindert wird (VENEKLAAS und OUDEN 2005). Andererseits sind die Kohlenhydratreserven einer Pflanze insbesondere bei Lichtmangelstress von großer Bedeutung, da sie bei ausbleibender oder mangelnder Photosyntheseaktivität der einzige Energielieferant sind und somit wesentlich zum Überleben der Pflanzen beitragen. Die Bedeutung der Kohlenhydrate hinsichtlich der Erhaltung der Pflanzenqualität, insbesondere bei Lichtstress, ist noch nicht verifiziert. MILKS *et al.* (1979) nehmen an, dass Pflanzen, die geringen Lichtintensitäten ausgesetzt sind, einen reduzierten Kohlenhydrat-Status vorweisen. CONOVER und POOLE (1986) vermuten diesbezüglich, dass vermehrter Blattverlust und fehlender Neuaustrieb die Folge geringer Kohlenhydrat-Gehalte sein könnten.

Während der Verschiffung wird – ungeachtet der vorliegenden Erkenntnisse – die Temperatur nicht nach den Ansprüchen der jeweiligen Pflanzenarten, sondern generell auf 18 °C eingestellt (BREEDIJK 2009). Die verhältnismäßig hohen Temperaturen führen möglicherweise dazu, dass die Pflanzen durch höhere Atmungsraten verstärkt Kohlenhydrate verbrauchen.

Bisher existieren trotz Lichtakklimatisation keine Mittel oder Methoden, Pflanzen unter Lichtmangelbedingungen dauerhaft in einem vitalen Zustand zu erhalten – abgesehen von künstlicher Assimilationsbelichtung. Kohlenhydrate, wie Saccharose, Glucose und Fructose, stellen die Endprodukte der Photosynthese dar. Bekannt ist, dass durch die Zugabe von Frischhaltemitteln, die u.a. Zucker enthalten, die Haltbarkeit von Schnittblumen verlängert werden kann, wenn der Zuckergehalt entsprechend dosiert ist. Auch in der *in vitro*-Kultur werden dem Nährmedium Zucker (z. B. Saccharose,) zugesetzt, um die Energieversorgung zu gewährleisten. Injektionsversuche mit Zucker an *Rosa hybrida* führten zu einer verlängerten Haltbarkeit im Innenraum (MONTEIRO *et al.* 2002). Bei Schnittblumen und wurzellosen Gewebestücken können die Zuckermoleküle ungehindert in die Leitbahnen der Pflanzen diffundieren und verstoffwechselt werden. Dabei handelt es sich vorwiegend um einen passiven Transport in das Pflanzengewebe (GRIFFITH *et al.* 1987). Die Wurzel stellt hingegen eine Barriere dar, welche aktiv überwunden werden muss (YAMADA *et al.* 2011). Überraschend ist, dass sich bisher nur wenige Untersuchungen mit der Zugabe von

exogenen Zuckern zur Unterstützung des Wachstums intakter Pflanzen, d. h. mit Wurzelsystem, beschäftigt haben. In einigen Untersuchungen mit verschiedenen Stadtbaumarten wurde geprüft, inwiefern eine Behandlung mit exogenen Zuckern als Tauchmethode oder Injektion in den Stamm die Vitalität und das Anwachsen nach Standortwechsel, wie z. B. Verschulung, Überführung in Container oder Pflanzung am Endstandort, beeinflussen kann (MARTINEZ-TRINIDAD *et al.* 2009a,b; PERCIVAL und FRASER 2005, 2004, PERCIVAL 2004). Die Ergebnisse weisen darauf hin, dass Kohlenhydrate eine fördernde Wirkung, insbesondere bei gestressten und geschädigten Pflanzen haben können.

Aktuell sind mehrere Pflanzendünger und Pflanzenstärkungsmittel auf dem Markt, die neben anderen Bestandteilen überwiegend Kohlenhydrate, meist Zucker, enthalten. Diese sollen laut Hersteller die Ernteerträge (Gemüse, Obst) steigern, die Wurzelbildung verbessern, die Anfälligkeit gegenüber Stress verringern oder zur Vitalisierung beitragen (TEBYANI 2013, RECH 2014, O. V. 2013). Es ist bisher nicht untersucht worden, welche Auswirkungen eine Flüssigdüngung mit Zuckerzusatz auf Zierpflanzen hat. Es ist unklar, ob diese Methode eine Möglichkeit darstellt, die Vitalität von Zierpflanzen, insbesondere bei kritischen Lichtbedingungen zu fördern.

Aus den angeführten Aspekten leitete sich die Motivation dieser Arbeit insofern ab, dass der Kohlenhydratgehalt von Pflanzen möglicherweise einen wichtigen Faktor bei der Qualitätsdynamik darstellt. Auf dem vorliegenden theoretischen Hintergrund basierend, sollen verschiedene Gefäßversuche mit den Pflanzenarten *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* durchgeführt werden.

Das primäre Ziel der Untersuchungen bestand darin, neue Erkenntnisse zur Dynamik des Kohlenhydratgehaltes unter gleichzeitiger Betrachtung der äußeren Qualität von Innenraumbegrünungspflanzen zu gewinnen. Forschungsarbeiten zur Thematik Akklimatisation mit Blick auf Transport und Verwendung von Innenraumbegrünungspflanzen erfassten bisher stets lediglich einen Ausschnitt aus der komplexen Produktions- und Vermarktungskette (Wertschöpfungskette), die Pflanzen durchlaufen. Deshalb wurden bei den eigenen Untersuchungen sämtliche wichtigen Zeitpunkte im Verlauf der gesamten Kultivierungs- und Handelskette, d. h., Produktion, Akklimatisation, Transport, Regeneration und Innenraum, berücksichtigt. Der Fokus wurde dabei insbesondere auf das Lichtangebot gelegt. Ein wichtiger Bestandteil dieser Untersuchungen war die Analytik der Kohlenhydrate. Für *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* lagen keine dokumentierten Analysemethoden vor. Im Rahmen

der Arbeit musste daher eine Methode für die Probenvorbereitung und Extraktion für das HPLC-Verfahren zur Kohlenhydratanalyse erarbeitet werden.

Des Weiteren sollte geprüft werden, wie sich eine Zugabe von Zucker zur Flüssigdüngung auf die Pflanzen auswirkt und ob die Methode als unterstützende Akklimatisationsmaßnahme während verminderter Strahlungsintensitäten und bei Lichtmangel angewendet werden könnte. Hierbei wurde jedoch nicht das Ziel verfolgt, die Aufnahme von Zucker über die Pflanzenwurzel nachzuweisen.

Folgende Versuchsfragen ließen sich ableiten:

1. Welchen Einfluss hat eine Kultivierung mit und ohne Lichtakklimatisation auf den Kohlenhydratgehalt der untersuchten Pflanzen?
2. Unterscheidet sich der Blattverlust nicht akklimatisierter im Vergleich zu akklimatisierten Pflanzen nach dem Transport und im Innenraum?
3. Wirkt sich eine Flüssigdüngung mit Zuckerzusatz auf den Kohlenhydratgehalt der untersuchten Pflanzen aus?
4. Wie wirkt sich eine Flüssigdüngung mit Zuckerzusatz auf die äußere Pflanzenqualität aus?
5. Trägt eine Zucker-Düngung zur Vitalitätsverbesserung bei?
6. Besteht eine Wechselbeziehung zwischen Pflanzenvitalität und Kohlenhydratgehalt?
7. Ist der Kohlenhydratgehalt eine Qualitätskenngröße für Innenraumbegrünungspflanzen?

Daraus resultieren die folgenden Arbeitshypothesen:

- Durch Lichtakklimatisation wird der Kohlenhydratgehalt der Pflanzen gesenkt.
- Pflanzen ohne Lichtakklimatisation gehen mit einem höheren Kohlenhydratgehalt in den Transport, wodurch geringere Qualitätsverluste (Blattverlust) verursacht werden.
- Während des Dunkeltransportes bei 18 °C werden vermehrt Energiereserven (Zucker, Stärke) verbraucht, was zu einer signifikanten Senkung des Kohlenhydratgehaltes führt.
- Die Zugabe von Zucker über die Flüssigdüngung vermindert den Blattfall unter Lichtmangelbedingungen und verbessert die Pflanzenvitalität.

4 Material und Methode

Das folgende Kapitel „Material und Methode“ beschreibt zunächst den Versuchsaufbau und die verwendeten Materialien. Im dritten Abschnitt wird die Durchführung der Versuche zur Lichtakklimation und Saccharosedüngung beschrieben.

4.1 Versuchsaufbau

In der Praxis durchläuft eine Innenraumbegrünungspflanze üblicherweise fünf Kultivierungsphasen (siehe unten). Damit die pflanzenphysiologischen und –morphologischen Veränderungen bzw. Anpassungen während dieser unterschiedlichen Kultivierungsbedingungen möglichst gut erfasst und beschrieben werden konnten, wurden die Phasen in den Versuchen simuliert.

Der erste Versuch (V1) fokussierte die Zielsetzung, zwei Kultivierungsverfahren – die in der Praxis standardmäßig durchgeführte Lichtakklimation (Schattierung) und die Kultivierung der Pflanzen ohne Lichtakklimation – zu vergleichen. Aufbauend auf den Erkenntnissen des ersten Versuches erfolgte ein zweiter Versuch (V2) mit dem Schwerpunkt Lichtakklimation und Kohlenhydratdüngung. Versuch 1 und 2 wurden in fünf Versuchsphasen eingeteilt:

1. Produktion/Anzucht
2. Akklimation
3. Simulierte Verschiffung/Dunkelphase/Transport
4. Regeneration
5. Innenraum/Verwendung

Wie sich eine exogene Zufuhr von Saccharose bei unterschiedlich hohen bzw. niedrigen Lichtintensitäten auf das Pflanzenwachstum auswirkt, wurde in zwei nachfolgenden Versuchen (V3 und V4) geprüft. Eine Einteilung in verschiedene Phasen erfolgte nicht. Die für die jeweiligen Versuche aufgestellten Varianten werden in Tab. 10 aufgeführt. Detaillierte Übersichten von den Kulturbedingungen sämtlicher Versuche sind in A-Tab. 10 und A-Tab. 11 zu finden.

Tab. 10: Übersicht der Versuchsvarianten und der einzelnen Versuche und Versuchsdauer.

Versuch/Versuchsdauer	Variante	Bezeichnung	Anzahl der Versuchspflanzen
1 Lichtakklimatisation/ 10 Monate	ohne Schattierung	S1	50
	Schattierung 50 %	S2	50
2 Saccharosedüngung – Lichtakklimatisation 50 %/ 11,25 Monate	Kontrolle ohne Saccharose	Z1	50
	mit Saccharose 7,5 g l ⁻¹ bzw. 10 g l ⁻¹	Z2	50
3 Saccharosedüngung – Lichtangebot/ 13 Monate	ohne Schattierung	unschattiert oZ, unschattierte Kontrolle	3
	ohne Schattierung mit Saccharose 10 g l ⁻¹	unschattiert mZ	3
	Schattierung 50 %	schattiert oZ, schattierte Kontrolle	3
	Schattierung 50 % mit Saccharose 10 g l ⁻¹	schattiert mZ	3
4 Saccharosedüngung – Lichtmangel 13,5 Monate	ohne Saccharose	Kontrolle	6
	mit Saccharose 20 g l ⁻¹	mit Zucker	6

4.2 Pflanzen-, Kultivierungs- und Analysematerial

Für die Untersuchungen wurden die Grünpflanzen *Ficus benjamina* (*F. benjamina*, Dicotyledoneae) und *Chamaedorea elegans* (*Ch. elegans*, Monocotyledoneae) genutzt. Diese unterscheiden sich bezüglich Lichtanspruch und Aufbau (Gehölz und Palme). *Ficus benjamina* ist ein tropisches Gehölz mit höheren Lichtansprüchen, die je nach Literaturquelle zwischen 30 und 80 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ schwanken (FLL 2011, GRIFFITH 2006). *Ch. elegans* hingegen wird als Pflanzenart mit sehr weit gefassten Lichtansprüchen im

Bereich von 9 bis 80 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ eingeordnet (FLL 2011, GRIFFITH 2006). Im Gegensatz zu *F. benjamina* ist bei *Ch. elegans* das chlorophyllhaltige Stammgewebe photosynthetisch aktiv (ADAMS *et al.* 1967, ASCHAN und PFANZ 2002). Beide Arten sind unter den Top Ten der grünen Zimmerpflanzen im deutschen Einzelhandel zu finden (NIEHUES 2009), was ihre Bedeutung für die Innenraumbegrünung unterstreicht.

Für Versuch 1 stellte das Pflanzenschutzamt Berlin (PSA) etwa 18 Monate alte *F. benjamina* Pflanzen im 10 cm Topf zur Verfügung. *Ch. elegans* 'Bella' wurden als generativ vermehrte Jungpflanzen in Tuffs mit 9-12 Pflanzen pro 9-cm Topf (Handelsware) vom Großhändler Landgard Blumen & Pflanzen GmbH am Standort Berlin-Langerwisch bezogen. Um für den Lichtakklimatisationsversuch mit Saccharosedüngung genetisch identisches Pflanzenmaterial wie im Versuch zur Lichtakklimatisation zu gewährleisten, wurden im Pflanzenschutzamt Berlin Stecklinge mit 2 bis 3 voll entwickelten Blättern im oberen Kronenbereich von den *Ficus*-Mutterpflanzen entnommen. *Ch. elegans* 'Bella' wurden wie zuvor beschrieben als Jungpflanzen eingekauft. Für Versuch 3 wurden die gleichen Pflanzen wie bei Versuch 1 genutzt. Die Pflanzen waren jedoch zu Versuchsbeginn 15 Monate älter. Bei *Ficus benjamina* entsprach das Pflanzenalter dementsprechend etwa 27 Monate, für *Ch. elegans* etwa 17 Monate. Für Versuch 4 diente das gleiche Pflanzenmaterial wie bei Versuch 2. Das Pflanzenalter von *Ficus benjamina* betrug zu Beginn des Versuches 12, von *Ch. elegans* 14 Monate.

Das für die Versuche benötigte übrige Material zur Vermehrung, Weiterkultur sowie für Kohlenhydratanalysen und die eingesetzten Labor- und Messgeräte sind in den A-Tab. 1 und A-Tab. 2 aufgelistet. Zur Bekämpfung von tierischen Schaderregern wurden Pflanzenschutzmittel angewendet. Eine Übersicht der Mittel mit dem jeweiligen Einsatztermin ist in A-Tab. 3 zu finden. Als Dünger fanden Wuxal Super Flüssigdünger und Manna LIN M (Fa. Manna) Verwendung (Anhang 1.3). Zur exogenen Versorgung mit Zucker wurde Saccharose in Form von handelsüblichem Haushaltszucker der Fa. Südzucker eingesetzt.

4.3 Versuchsdurchführung

4.3.1 Versuch 1 – Lichtakklimatisation 50 %

Für den Versuch wurden die *Ficus*-Pflanzen im Oktober 2009 in 12-cm-Töpfe getopft. Die zugekauften *Chamaedorea-elegans*-Jungpflanzen, welche in Tuffs gesetzt waren,

wurden auf 3 bis 6 Einzelpflanzen pro 9 cm Topf reduziert und danach in 12-cm-Töpfe gepflanzt. In der Produktions-, Akklimatisations- und Regenerationsphase fand die Kultivierung im Gewächshaus der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin statt.

Während der Produktionsphase wurden beide Versuchsvarianten der gleichen Strahlungsintensität ausgesetzt. Die Pflanzen erhielten neben der Bewässerung nach Bedarf alle 7 Tage 100 ml Wuxal-Flüssigdüngung in einer Konzentration von 0,2 %. In der darauffolgenden Akklimatisationsphase wurde bei Versuchsvariante S2 die Strahlungsintensität um 50 % gesenkt, Variante S1 erhielt weiterhin 100 % (Abb. 15). Das Schattiernetz wurde so über ein auf dem Tisch befestigtes Gestell gelegt, dass es auch an den Seiten schattierte. Zur Unterstützung der Akklimatisation wurde bei beiden Varianten der Zeitraum der Nährstoffgaben von wöchentlich auf 14-tägig und der Dünger von Wuxal auf Manna LIN M umgestellt.



Abb. 15: Kultivierung der Versuchspflanzen mit und ohne Schattengewebe, Beispiel *Chamaedorea elegans* (02.02.2010).

Nach der Akklimatisationsphase sollten die Pflanzen eine simulierte Verschiffung (Transport/Dunkelphase) durchlaufen. Einen Tag vorher erfolgte eine letzte durchdringende Bewässerung der Pflanzen. Um mechanische Beschädigungen zu vermeiden, wurden die *Ficus*-Pflanzen für die simulierte Verschiffung in Papier gewickelt und dann in einer Klimakammer übereinander gestapelt gelagert. Die Lagerung der Bergpalmen erfolgte stehend nebeneinander (Abb. 16). Die Klimabedingungen in der Klimakammer zeichnete ein zwischen den Pflanzen positionierter Messfühler auf. Die Pflanzen erhielten während dieser Phase kein Wasser.



Abb. 16: Lagerung von *F. benjaima* und *Ch. elegans* in der Klimakammer – simulierte Verschiffung (16.3.2010).

Nach dem simulierten Transport wurden die Pflanzen zur Regeneration wieder zurück ins Gewächshaus gestellt (Regenerationsphase). Die Kultivierung erfolgte nach den für die Akklimatisationsphase beschriebenen Bedingungen, mit dem Unterschied, dass beide Varianten zu 50 % schattiert wurden.

An die Regenerationsphase schloss die Innenraumphase an. Als Innenraumstandort diente ein Hörsaal mit nach Norden und Westen ausgerichteten Fensterfronten. Die Fenster waren mit einfachem Floatglas ausgestattet und als Doppelfenster eingerichtet. Die Versuchspflanzen wurden auf einem Tisch randomisiert (je Pflanzenart 5 Pflanzen x 4 Reihen, Abstand der letzten Reihe vom Fenster 120 cm) direkt vor das Westfenster des Raumes gestellt (Abb. 17). Die Klimabedingungen sind in A-Tab. 10 aufgeführt.

Messungen zum Transmissionsgrad zeigten, dass dieser mit der Entfernung vom Fenster in den Raum hinein stark abnahm (A-Abb. 4). Um diesen Einfluss zu minimieren, erhielten die Pflanzen auf dem Tisch wöchentlich einen systematisch durchgeführten Standortwechsel.

Die Daten für die Lichtintensität im Innenraum wurden mit einem PAR-Sensor an mehreren Tagen und zu unterschiedlichen Tageszeiten im Laufe der Innenraumphase erfasst und die Werte gemittelt. Die mittleren Strahlungsintensitäten im Innenraum sind in A-Tab. 7 zu finden. Da eine kontinuierliche Datenaufnahme nicht möglich war, müssen die Werte als Näherungswerte betrachtet werden. Punktuelle Spitzenwerte von $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ wurden im Mai und Juni gemessen. Beispielhafte Tagesgänge für die Einstrahlung im Versuchsraum sind im Anhang in A-Abb. 5 visualisiert. Da es sich um eine nach Westen ausgerichtete Fensterfront handelte, wurden in der Zeit zwischen 16 und 18 Uhr die Tageshöchstwerte erreicht.



Abb. 17: Standort Innenraum. Versuchspflanzen vor Fenster mit Westausrichtung (25.05.2010).

4.3.2 Versuch 2 – Lichtakklimation 50 % mit Saccharosedüngung

Im März 2010 wurden von den Mutterpflanzen im PSA Berlin *Ficus*-Stecklinge entnommen und – nach eintägiger Lagerung in PE-Tüten – gesteckt. Die Anzucht erfolgte im Versuchsgewächshaus der LGF zunächst bei 23-24 °C und 70 % Luftfeuchte. Nach sechs Wochen waren die Stecklinge durchgewurzelt, wurden eingetopft (10 cm) und bis Versuchsbeginn weitere fünf Wochen im Gewächshaus bei 22 °C/18 °C kultiviert.

Gestartet wurde der Versuch mit zwei Monate alten Jungpflanzen (Abb. 18).



Abb. 18: Entwicklungszustand einer *F. benjamina*-Jungpflanze zu Beginn von Versuch 2.

Die Bedingungen während der Produktions-, Transport-, Regeneration- und Innenraumphase waren wie unter 4.3.1 und A-Tab. 7 im Anhang beschrieben. Entgegen des ersten Versuches wurden bei Versuch 2 ab der Akklimatisationsphase alle Pflanzen zu 50 % schattiert. Mit Beginn dieser Phase erhielt die Versuchsvariante Z2 zusätzlich Saccharose, welche in die Flüssigdüngung gemischt wurde. Die Saccharosekonzentration wurde mit Beginn der Regenerationsphase von $7,5 \text{ g l}^{-1}$ auf 10 g l^{-1} erhöht. Es erfolgte überdies ein Umtopfen in 11-cm-Töpfe nach der simulierten Verschiffung, um die Regeneration der Pflanzen zu fördern.

Da die Pflanzen im Laufe des Versuches nacheinander zu verschiedenen Zeitpunkten beprobt wurden, unterschieden sich die verabreichten Gesamtzuckermengen, die im Folgenden aufgeführt sind:

1. bis Ende Produktion 0 g/Topf
2. bis Ende Akklimatisation $3,75 \text{ g/Topf}$, letzte Zuckergabe 7 Tage vor Ernte
3. bis Ende Verschiffung $3,75 \text{ g/Topf}$, letzte Zuckergabe 23 Tage vor Ernte
4. bis Ende Regeneration $7,75 \text{ g/Topf}$, letzte Zuckergabe 2 Tage vor Ernte
5. bis Ende Innenraum $14,75 \text{ g/Topf}$, letzte Zuckergabe 16 Tage vor Ernte

Bei den ersten beiden Versuchen wurden die Pflanzen am Ende jeder Versuchsphase bonitiert und für die Gewichtsbestimmung sowie für die Pflanzenanalysen beprobt. Bei Versuch 2 erfolgten während der Innenraumphase zusätzlich CO_2 -Messungen und es wurden am Ende des Versuches Substratproben zur Analyse entnommen.

Anschließend an Versuch 1 und 2 folgten zwei weitere Versuche, bei denen die Saccharosedüngung über einen längeren Zeitraum durchgeführt wurde. Dabei erfolgte

der Vergleich zwischen schattierten und unschattierten Pflanzen (Versuch 3). Überdies wurden Pflanzen andauernden Lichtmangelbedingungen ausgesetzt und die Saccharoselösung in höherer Konzentration verabreicht (Versuch 4). Bei diesen Untersuchungen lag der Fokus auf der Pflanzenvitalität. Eine Zusammenfassung der Wachstumsbedingungen befindet sich in A-Tab. 8 im Anhang.

4.3.3 Versuch 3 – Saccharosedüngung und Lichtangebot

Die Untersuchungen zum Einfluss der Saccharosedüngung im Zusammenhang mit dem Lichtangebot startete April 2011 und lief 13 Monate bis Anfang Juni 2012. Die Pflanzen wurden im Gewächshaus auf Tischen kultiviert. Ab Versuchsbeginn wurde eine Hälfte der Pflanzen unter Schattiergewebe (50 % Strahlungsminderung) gestellt, die andere Hälfte erhielt weiterhin die im GWH vorherrschende Strahlung (47 % der Globalstrahlung). Von den jeweils schattierten und unschattierten Pflanzen wurde wiederum der Hälfte eine 1%-ige Saccharoselösung zur Flüssigdüngung (0,2 % Wuxal) zugegeben. Gedüngt wurde alle 14 Tage mit 100 ml je Topf. Die Pflanzen erhielten je Topf insgesamt 52 g Saccharose. Am Ende des Versuches wurde das morphologische Wachstum bonitiert, es erfolgte die Messung des Blattchlorophyll- und Flavonolgehaltes und die Bestimmung von Frisch- und Trockenmassen (Blatt und Stamm). Es konnten keine Wurzelmassen bestimmt werden. Aufgrund der starken Verfilzung der Wurzelballen war es nicht möglich, das Substrat restlos zu entfernen. Der Zustand der Wurzeln wurde durch Fotos dokumentiert.

4.3.4 Versuch 4 – Saccharosedüngung bei Lichtmangel

Der Lichtmangelversuch begann Mitte April 2011 und dauerte bis Mitte Juni 2012 (13,5 Monate). Die Pflanzen standen im Gewächshaus auf Tischen und die Lichtsenkung wurde abhängig von der Globalstrahlung durch den Einsatz von mehr oder weniger Vlies- und Schattiergewebelagen erzielt. In dieser Zeit wurden die Pflanzen alle 14 Tage mit Wuxal (Konzentration 0,2 %) gedüngt. Bei der Zuckervariante erhielten die Pflanzen zusätzlich eine 2%-ige Saccharoselösung, welche unter die Nährlösung gemischt wurde. Die gesamte Saccharosemenge belief sich auf 108 g je Topf. Es erfolgte eine Anfangs- und Endbonitur, bei welcher jeweils die Blattanzahl erfasst wurde. Zudem wurden die Chlorophyll- und Flavonolgehalte bestimmt.

4.3.4.1 PPFD

Die durchgeführten Untersuchungen mussten insbesondere unter Berücksichtigung der den Pflanzen angebotenen Strahlung analysiert und bewertet werden. In Abb. 19 sind die mittleren PPFD im Gewächshaus für Versuch 1 und 2 und in Abb. 20 für Versuch 3 dargestellt. Die Lichtintensitäten während der Innenraumphasen und Strahlungssummen der jeweiligen Versuchsphasen sind im Anhang (A-Tab. 10 und 11, A-Abb. 5) einzusehen. Die Strahlungsbedingungen für Versuch 4 lagen stets $\leq 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Ebendies wurde durch Verstärkung oder Reduzierung der Schattierung umgesetzt. Es ist anzumerken, dass die Versuche im Gewächshaus durchgeführt wurden. Damit verbunden sind jahreszeitliche und tägliche Schwankungen der Klimabedingungen und vor allem der Strahlungsintensität. Zur Interpretation der Ergebnisse werden Strahlungssummen und -mittelwerte herangezogen. Letztere sollen als Richtwerte dienen, um Vergleiche mit anderen Untersuchungen ziehen zu können.

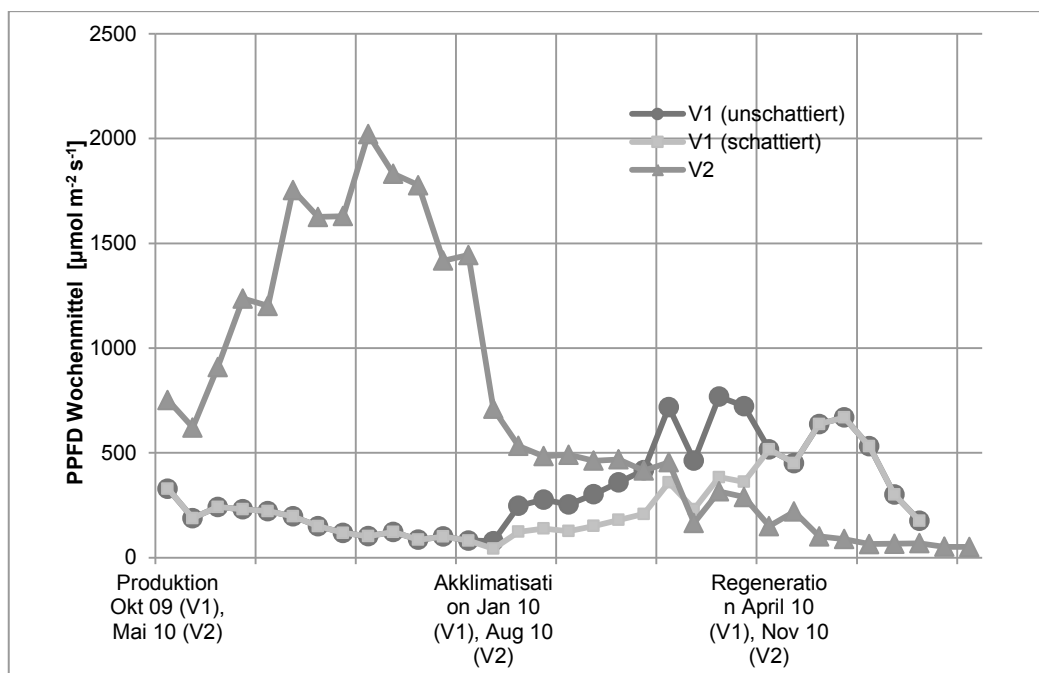


Abb. 19: Mittlere wöchentliche PPFD (GWH) im Versuchsverlauf von Versuch 1 (Lichtakklimatisation) und Versuch 2 (Lichtakklimatisation + Zuckerdüngung).

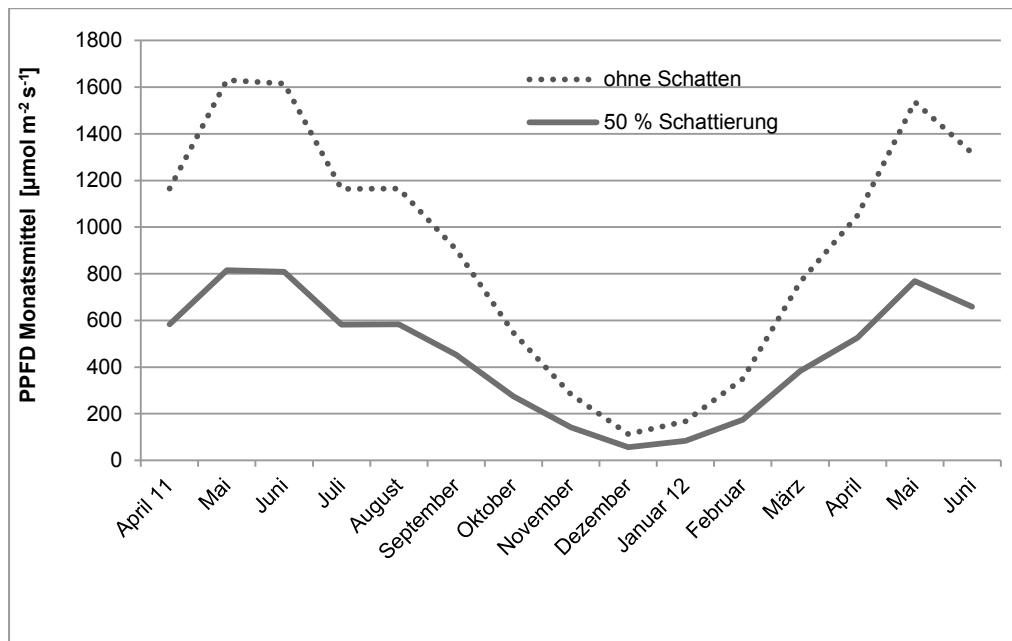


Abb. 20: Mittlere monatliche PPFD im Verlauf von Versuch 3.

4.4 Statistische Datenauswertung

Die Versuche wurden vollständig randomisiert (per Losverfahren) aufgestellt. Es erfolgte ein Vergleich der Mittelwerte zu den einzelnen Bonitur-/Beprobungsterminen zwischen den Prüfvarianten sowie innerhalb einer Variante. Bei den morphologischen Parametern handelte es sich dabei um abhängige/gepaarte Stichproben. Die Stichproben zu den physiologischen Parametern (FM, TM, KH-Gehalte) für den Vergleich über die Zeitreihe wurden als unabhängig/ungepaart betrachtet. Es war keine Abhängigkeit gegeben, insofern die Beprobungen nicht am selben Individuum vorgenommen werden konnten (SUMPFF und MOLL 2004).

Die Datenanalyse von „V1“ und „V2“ wurde anhand des Statistikprogramms Statgraphics Centurion XV 16.1 durchgeführt. Handelte es sich um ungepaarte Stichproben, wurde zunächst getestet, ob diese normal verteilt sind. Bei Normalverteilung folgte der Test auf Varianzhomogenität. War diese gegeben, konnte mittels t-Test auf Signifikanz getestet werden. War keine Homogenität der Streuung zu belegen, erfolgte der approximative t-Test. Wenn keine Normalverteilung vorhanden war, wurde der Wilcoxon-Test angewendet. Bei gepaarten Stichproben wurde der t-Test der Differenzen durchgeführt, wenn diese normal verteilt waren. War diese Voraussetzung nicht erfüllt, erfolgte die Signifikanzprüfung über den Wilcoxon-Test der Differenzen (RICHTER, 2006). Für ordinalskalierte Boniturwerte (Vitalität) wurden die relativen Häufigkeiten sowie der Median zur Einschätzung der Daten herangezogen.

4.5 Versuchsmethoden

4.5.1 Beschreibung der Probenahme und -aufbereitung

Die Aufbereitung des Pflanzenmaterials für die Zucker- und Stärkeextraktion wurde in Anlehnung an VENEKLAAS und DEN OUDEN (2005) durchgeführt. Die Probennahme erfolgte immer zwischen 9 und 12 Uhr. Bei den Versuchen 1 und 2 wurden je Erntetermin und Variante 10 Pflanzen beprobt und jeweils zwei Pflanzen zu einer Mischprobe zusammengefügt ($n = 5$). Die Pflanzenproben wurden getrennt nach den Organen Blatt, Stamm und Wurzel entnommen, wobei immer zwei Pflanzen zu einer Mischprobe zusammengeführt wurden. Zuerst wurden die Wurzeln von den Pflanzen und nachfolgend die Blätter vom Stamm getrennt. Nach dem Einwiegen der Frischmasse wurden Blätter und Stamm mit einer Schere zerkleinert, in Kunststofftüten

gepackt und bei -20 °C bis zur weiteren Verarbeitung gelagert. Die Wurzeln wurden gewaschen, mit einem Vlies leicht abgetrocknet, gewogen und anschließend ebenfalls im Gefrierschrank eingefroren.

Im nächsten Schritt erfolgte die Trocknung der Proben. Es wurde die Methode der Gefriertrocknung gewählt, da bei der Hitzetrocknung im Trockenschrank das Enzym Invertase noch zu lange aktiv und somit die Kohlenhydratzusammensetzung zum Beprobungszeitpunkt nicht mehr repräsentativ gewesen wäre. Die Proben wurden für mindestens 48 Stunden gefriergetrocknet und anschließend im Exsikkator aufbewahrt. Die Bestimmung der Trockenmasse erfolgte zumeist noch am selben Tag. Die getrockneten Proben wurden danach fein gemahlen. Es wurde darauf geachtet, dass das Pflanzenmaterial durch den Mahlvorgang nicht erhitzt wurde. Gegebenenfalls musste eine Pause eingelegt werden. Eine weitgehende Zerstörung der Pflanzenzellen durch das Zermahlen ist für eine gute Extraktion der löslichen Zucker wichtig. Dies wurde anhand von Stichproben des gemahlenen Pflanzenmaterials unter einem Lichtmikroskop überprüft und bestätigt. Bis zur weiteren Aufbereitung wurden die Proben in Probentüten im Exsikkator aufbewahrt (siehe auch A-Tab. 4).

4.5.2 Analytik Kohlenhydrate

Für die Bestimmung der löslichen Zucker Fructose, Glucose und Saccharose sollte das Verfahren der Hochleistungsflüssigkeitschromatografie (engl. *high performance liquid chromatography* = HPLC) genutzt werden. Dafür musste eine Methode zur Extraktion der Zucker aus dem Pflanzengewebe entwickelt werden, da in der Literatur bisher sehr unterschiedliche und aufwendige Vorgehensweisen beschrieben wurden und speziell für *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* Angaben zur Kohlenhydrat-Analytik mittels HPLC fehlten.

Für die Zucker- und Stärkeanalyse wurden unterschiedliche Analyseverfahren und Extraktionsmethoden angewandt, welche in den folgenden Kapiteln detaillierter beschrieben werden. Die einzelnen Arbeitsschritte bei der Probenaufbereitung und verwendete Chemikalien für die Zucker- und Stärkebestimmung sind in A-Tab. 5, A-Tab. 7 und A-Tab. 8 aufgelistet. Die chromatografischen Bedingungen für die Zuckeranalyse liefert A-Tab. 6. Als Bezugsgröße für die Analysedaten diente die Trockenmasse.

4.5.2.1 Zuckeranalyse

Um die Methode für die Bestimmung der löslichen Zucker Fructose, Glucose und Saccharose anhand des zur Verfügung stehenden HPLC-Analyseverfahrens zu validieren, wurden zunächst Standardlösungen der Zucker detektiert, um die Nachweisbereiche, lineare Bereiche, Korrelationskoeffizienten sowie die speziellen Retentionszeiten der Zucker zu ermitteln (Tab. 11). VENEKLAAS und VAN OUDEN (2005) extrahierten aus gemahlenem Pflanzenmaterial (*Ficus benjamina*, *Ficus binnendijkii*) die löslichen Zucker mit 80 %-igem Ethanol bei 30 °C für 30 min. Die Zuckergehalte der Lösung wurden mittels Spektrometrie bestimmt. In den eigenen Untersuchungen wurde ein Vergleichstest zur Extraktion der löslichen Zucker mit VE-Wasser bzw. Ethanol durchgeführt. Mit Ethanol konnten mehr Zucker aus dem Pflanzenmaterial gelöst werden, als mit VE-Wasser. Dieses Lösungsmittel erzeugte jedoch auf dem Chromatogramm einen relativ großflächigen Peak im Bereich der Retentionszeit von Fructose. Vorhandene Fructose-Gehalte wären möglicherweise nicht erkannt worden. Deshalb wurde auf die Extraktion mit VE-Wasser zurückgegriffen.

Tab. 11: Retentionszeiten der untersuchten Zucker bei einer Fließgeschwindigkeit von 0,8 ml/min und deren Nachweisbereiche (HPLC-Analyse).

Zuckerart	Retentionszeit [min]	sichere Nachweisbereiche [mg/ml]
Saccharose	7,5	0,5 – 50
Glucose	9,5	0,5 – 50
Fructose	14	0,5 – 50

Für die Extraktion wurden 160 mg Probenmaterial in einen 20-ml-Messkolben eingewogen und nach Zugabe von einem Magnetührstäbchen sowie 10 ml VE-Wasser der Kolben für 60 Minuten in ein Wasserbad (75 °C) mit Magnetührplatte gestellt. Danach musste das Magnetührstäbchen aus der Lösung entfernt und die Rückstände mit VE-Wasser in den Kolben abgespült werden. Nach dem Abkühlen auf Zimmertemperatur erfolgte zur Klärung des Extraktes die Zugabe von jeweils 1 ml Carrez I und II mittels Vollpipette. Im Anschluss wurde der Kolben mit VE-Wasser bis zur Marke aufgefüllt, gut geschüttelt, das Extrakt durch einen Faltenfilter filtriert und zuletzt das Filtrat erneut durch einen Spritzenvorsatzfilter in das Probengefäß (Vial) filtriert. So konnten etwaige Verunreinigungen in der Probelösung entfernt werden, welche das sensible HPLC-Messsystem beschädigt hätten.

Die Messung der Zuckergehalte erfolgte automatisch durch die HPLC-Anlage (Shimadzu-System) in Verbindung mit der Analysesoftware LC 10. Bei den Vorarbeiten zum methodischen Vorgehen zur Zuckeranalyse zeigte sich, dass die Peakhöhe besser als die Peakfläche zur Datenauswertung geeignet war. Regressionsanalysen mit Standardreihen (Fructose, Glucose und Saccharose) zum linearen Bereich des Detektors ergaben einen Korrelationskoeffizienten für die Konzentration gegen die Peakhöhe von 0,99. Mit den Daten der ausgegebenen Chromatogramme wurden in einer Exeltabelle mittels Verhältnisrechnung die Zuckergehalte berechnet. Die Auswertung erfolgte mithilfe externer Standards. Entsprechend der Laufzeit wurden die Peaks im Abgleich mit den Standards den einzelnen Zuckern zugeordnet. Die Berechnung der verschiedenen Zuckerkonzentrationen [mg/g TM] erfolgte anhand der Peakhöhe in einer entsprechenden Exel-Tabelle.

Beispielrechnung für Saccharose:

C_{ST} Konzentration Standard = 0,55 mg/ml

P_{ST} Peakhöhe Standard = 1772

P_P Peakhöhe Probe = 899

E_P Einwaage Probe = 159,7 mg

V_P Volumen Probenlösung = 20 ml

1. Schritt:

Saccharosekonzentration in 159,7 mg Probe (V_{SP})

$$\begin{aligned} &= C_{ST} \times P_P \div P_{ST} \\ &= 0,55 \times 899 \div 1772 \\ &= 0,279 \text{ mg/ml} \end{aligned}$$

2. Schritt:

Saccharosekonzentration je ml in 1 g Probe

$$\begin{aligned} &= (V_{SP} \div E_P) \times 1000 \text{ mg} \\ &= (0,279 \div 159,7) \times 1000 \text{ mg} \\ &= 1,747 \text{ mg/ml} \end{aligned}$$

Bei einem Probenvolumen von 20 ml enthalten 1 g Pflanzenprobe 34,94 mg ($1,747 \times 20$) Saccharose.

4.5.2.2 Beschreibung der Stärkeanalyse

Für die Analyse der im Pflanzengewebe vorhandenen Stärke wurde ein Verfahren herangezogen, welches ursprünglich für die Untersuchung von Lebensmitteln bzw. für den Stärkegehalt in Brot bestimmt ist (ASU 2003). Es wurde jedoch nicht mit den dort angegebenen Einwaagen (2,5 g) gearbeitet, da dafür nicht genügend Probenmaterial zur

Verfügung stand. Die Probenaufbereitung für die Stärkeextraktion wurde, wie in Kapitel 4.5.1 beschrieben, durchgeführt. Für jedes Pflanzenorgan wären mind. 13,5 g (4,5 g Hauptversuch, 9 g Blindversuch) Trockenmasse erforderlich gewesen. Aufgrund der kleinen Größe der Pflanzen und dementsprechend zu geringer Probenmengen erfolgte die Analyse nicht getrennt nach den Organen. Es wurde von jedem Pflanzenteil zu gleichen Teilen Probenmaterial eingewogen, um den Stärkegehalt für die gesamte Pflanze zu ermitteln. Bei *F. benjamina* entsprach dies einer Menge von 0,833 g und bei *Ch. elegans* 0,5 g je Organ. Daraus ergaben sich Gesamteinwaagen von 2,5 g bzw. 1,5 g je Pflanze.

Die Stärkebestimmung erfolgte anhand des polarimetrischen Verfahrens nach ASU (2003). Zum einen wurde bei dieser Methode die Stärke mit Salzsäure (*Massenanteil* $w = 1,124\%$) extrahiert und der Drehungswinkel bestimmt (Hauptversuch). Dafür wurden nach der Einwaage der Probe in einen 100-ml-Messkolben 25 ml Salzsäure zugeführt, die Lösung durch Schütteln gut gemischt und mit weiteren 25 ml Salzsäure an der Kolbenwand anhaftendes Probenmaterial abgespült. Im nächsten Schritt wurde der Messkolben für genau 15 Minuten in ein siedendes Wasserbad gestellt und regelmäßig umgeschwenkt. Anschließend erfolgte zur schnellen Abkühlung bis auf Zimmertemperatur (20 bis 22 °C) die Zugabe von 30 ml kaltem VE-Wasser und das Tauchen des Kolbens in ein Eisbad. Zur Klärung der Lösung wurden jeweils 2 ml Carrez I und II zugegeben und der Kolben danach mit VE-Wasser bis zur Marke aufgefüllt. Die Lösung musste dann noch einmal gut geschüttelt werden und nach Absetzen der Trubstoffe konnte durch ein Faltenfilter in Probengefäße filtriert werden. Die Filtration war erforderlich, um eine schwebstofffreie Lösung zu erhalten. Anschließend konnte das klare Filtrat polarimetriert werden.

Parallel wurde nach Entfernen der löslichen und unlöslichen Stärke der Drehungswinkel der übrigen optischen Stoffe (Blindversuch) ermittelt. Hierfür wurde die doppelte Probenmenge (*Ficus* = 5 g = 1,66 g je Organ, *Chamaedorea* = 3 g = 1 g je Organ) in einen 100-ml-Kolben eingewogen. Es wurden 70 ml Ethanol ($\sigma = 40\%$) und ein Magnetührstäbchen zugegeben und die Lösung für 60 min. auf einer Magnetührplatte belassen. Anschließend wurde der Rührfisch entfernt, mit Ethanol (wie oben) bis zur Marke aufgefüllt und durch einen Filter filtriert. 50 ml des stärkefreien Filtrates wurden im Anschluss in einen 100-ml-Kolben pipettiert und mit 2 ml Salzsäure (Massenanteil = 25 %) versetzt. Das weitere Vorgehen entsprach dem vom Hauptversuch (siehe oben).

Aus der Differenz der optischen Drehung von Hauptversuch und Blindversuch (Δa), der spezifischen optischen Drehung ($[a]_D^{20}$), der Länge des Polarimetrierohres (l) und der Einwaagemenge der Probe (m) konnte der Stärkegehalt (w) errechnet werden (Formel 1). Die Messung am Polarimeter wurde je Probe einmal wiederholt und aus beiden Drehungswinkeln der Mittelwert gebildet.

In den eigenen Untersuchungen stellte sich heraus, dass die Konzentration der übrigen optischen Stoffe derartig gering war, dass kein Drehungswinkel erfasst werden konnte. Deshalb wurde der Blindversuch lediglich stichprobenartig durchgeführt. In keinem Fall der Blindversuche lieferte der Drehungswinkel einen anderen Wert als Null.

Berechnet wurde der Stärkegehalt in g/100g der Probe wie folgt (ASU 2003):

Formel 1:

$$w = \frac{(100 \times \Delta a \times 100)}{a_D^{20} \times l \times m}$$

Für die spezifische optische Drehung wurde der Wert 184,0 (andere Arten von Stärke und Stärkegeremische) verwendet. Es wurde mit einem 2 dm langen Polarimetrierohr gearbeitet. Für die Mengenangabe Milligramm pro Gramm Trockenmasse der Probe wurde der Stärkegehalt mit dem Faktor 10 multipliziert.

Die Ergebnisse der Stärkeanalyse wurden in Milligramm pro Gramm Trockenmasse angegeben und beziehen sich immer auf die gesamte Pflanze (Mischprobe aus Blatt, Stamm und Wurzel).

Nachdem ein geeignetes Verfahren zum methodischen Vorgehen für die Probenahme und Aufbereitung sowie die anschließende Analyse der löslichen Zucker und Reservekohlenhydrate entwickelt worden war, konnte das Ziel verfolgt werden, Auswirkungen von bestimmten Akklimatisationsmaßnahmen auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität der Pflanzen zu untersuchen.

4.5.3 Erfassung des Pflanzenwachstums

Zur Beschreibung des Pflanzenwachstums erfolgten Bonituren und Probennahmen. Die entsprechenden Parameter wurden bei dem Lichtakklimatisations- sowie dem Saccharosedüngungsversuch am Ende der fünf Versuchsphasen erfasst. Bei den weiteren zwei Versuchen zur Saccharosedüngung erfolgte eine Anfangs- und eine Endbonitur (A-Tab. 9).

4.5.3.1 Frisch- und Trockenmassen

Als Wachstumsparameter dienten die Frisch- und Trockenmassen von Blatt, Stamm und Wurzel erfasst. Anhand der beiden Größen erfolgte die Berechnung des Trockensubstanzgehaltes [%]. Das Frischgewicht der Organe wurde direkt nach der Entnahme mit einer Analysewaage festgehalten. Nach dem Einfrieren des Probenmaterials bei -20 °C erfolgte die Trocknung in einer Gefriertrockenanlage für mind. 48 Stunden. Anschließend wurde das Trockengewicht bestimmt (Versuch 1 und 2). Bei Versuch 3 wurden die Proben in einem Trockenschrank bei 80 °C für 48 Stunden getrocknet und anschließend gewogen.

4.5.3.2 Morphologische Merkmale

Neben den physiologischen sollten auch die morphologischen Reaktionen der Pflanzen auf die unterschiedlichen Stress-Situationen geprüft und bewertet werden.

Bei *F. benjamina* wurden dafür zur Erstbonitur drei Triebe pro Pflanze am letzten voll entwickelten Blatt mittels Farbschnur markiert. Zur Ermittlung der Blattlänge und -breite sowie Internodienlänge diente der oberste markierte Trieb. Zusätzlich erfolgte bei der Endbonitur (nach der Innenraumphase) die Erfassung der Internodienanzahl und Länge der markierten Triebe. Bei *Ch. elegans* diente der letzte voll entfaltete Wedel eines Stammes (Einzelpflanze) zur Merkmalerfassung. Neben der Blattlänge, -breite, Wedelstiellänge und der Blattanzahl (Fiederblätter) je Wedel wurden auch die mittlere Pflanzenbreite und -höhe erfasst. Zusätzlich wurden zur Dokumentation zu jedem Boniturtermin Fotos von den Pflanzen angefertigt.

Zur Bonitur wurden beim ersten und zweiten Versuch nur die Pflanzen herangezogen, die alle fünf Versuchsphasen durchlaufen hatten. So konnte die Entwicklung an der Einzelpflanze verfolgt werden.

4.5.3.3 Vitalitätsbewertung

Um die Wirkungen der Akklimatisationsmaßnahmen auf die Vitalität der Versuchspflanzen zu beschreiben, musste zunächst überlegt werden, wie sich diese bei *F. benjamina* und *Ch. elegans* äußert. Einerseits war die Bildung neuer Blätter bzw. Wedel, die sich unter den veränderten Umweltbedingungen entwickelten ein wichtiges Merkmal. Andererseits war die Vitalität ebenso durch die Erhaltung der Substanz, besonders bei niedrigeren Strahlungsintensitäten, gekennzeichnet. Es wurden deshalb nach jeder Versuchsphase die Gesamtblattanzahl und die Blattneubildung erfasst.

Außerdem wurde der Blattverlust während einer Versuchsphase nach folgender Berechnung ermittelt (tIB = Zeitpunkt Istbonitur; tVB = Zeitpunkt Vorbonitur):

$$\text{Blattverlust} = (\text{Gesamtblattanzahl}_{(\text{tIB})} - \text{neue Blätter}_{(\text{tIB})}) - \text{Gesamtblattanzahl}_{(\text{tVB})}$$

Die Blattentwicklung wurde in drei Entwicklungsstufen eingeteilt (Abb. 21 und 22). Bei der Bonitur erfolgte nur die Aufnahme voll entfalteter und ausgereifter Blätter (Stufe 1). Zum jeweiligen Boniturzeitpunkt wurden die entfalteten Blätter mit einem weißen Farbpunkt markiert. Eine Bestimmung der neu gebildeten sowie abgeworfenen Blätter zur nächsten Bonitur war dadurch einfach möglich. Blätter mit der Entwicklungsstufe 0,25 wurden nur zur Abschlussbonitur bei der Bergpalme erfasst, da diese zu dem Zeitpunkt auffällig häufig zu beobachten waren.

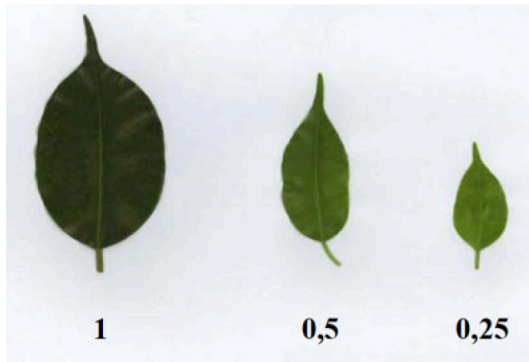


Abb. 21: Entwicklungsstufen Blatt, *F. benamina* (KUBATSCH 2004).

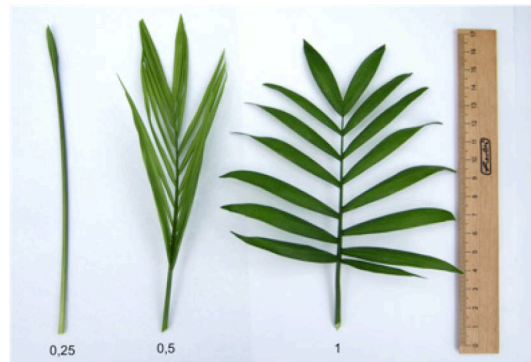


Abb. 22: Entwicklungsstufen Wedel, *Ch. elegans*.

Zusätzlich wurde der optische Eindruck der Pflanzen in fünf Vitalitätsstufen (1 – 5) nach Tab. 12 eingeteilt. Als Anhaltspunkte für die Einschätzung des Vitalitätszustands der Pflanzen wurden die Blattmasse- und Blattfarbe verwendet. Gleichbedeutend mit den Boniturstufen zur Vitalitätseinschätzung nach KLUG (2005), können die Pflanzen aus handeltechnischer Sicht in Bezug auf Qualität bewertet werden (CONOVER 1994). Wenn keine eindeutige Einstufung möglich war, wurden Zwischenstufen vergeben. Da bei *Chamaedorea elegans* mit mehreren Pflanzen in einem Topf gearbeitet wurde, bezog sich die Bewertung auf den Gesamteindruck je Topf. Nach jeder Bonitur wurden die abgestorbenen Wedel entfernt.

Tab. 12: Optische Bewertung des Pflanzenzustands nach Boniturstufen (ordinalskalierte Merkmale).

Boniturstufe	Vitalität (verändert nach KLUG 2005)	Qualität (verändert nach CONOVER 1994)
1	tot	tot
2	abgängig (lebende Triebspitzen/Neuaustrieb vorhanden)	schlechte Qualität, nicht verkaufsfähig
3	sehr geschwächt	mäßige Qualität, nicht verkaufsfähig
4	leicht geschwächt	gute Qualität
5	gesund/vital	sehr gute Qualität

4.5.4 Messungen zur CO₂-Bilanz

Zusätzlich zu den analytischen Untersuchungen und Bonituren wurde eine Methode zur Erfassung der Kohlendioxidaufnahme bzw. -abgabe der Pflanzen erarbeitet. Die Ergebnisse der Messungen sollten Hinweise auf die Photosyntheseaktivität bzw. Atmung der Versuchspflanzen aus dem Düngungsversuch mit Saccharose liefern. Bei der Methode handelte es sich um ein geschlossenes System (Abb. 23). Zur Vereinfachung wurden Druck und Temperatur als konstant und eine gute Durchmischung in der Küvette angenommen. Mit einer Pumpe wurde die Luft durch einen Schlauch aus der Küvette angesaugt, durch eine CO₂-Sonde geleitet dann wieder zurück in die Küvette gepumpt. So konnten der Anstieg bzw. die Abnahme des Kohlendioxidgehaltes – infolge der CO₂-Ab- bzw. Aufnahme durch die Pflanzen – in der Küvette ermittelt werden. Als Lichtquelle diente eine Metallhalogendampflampe (A-Abb. 3).

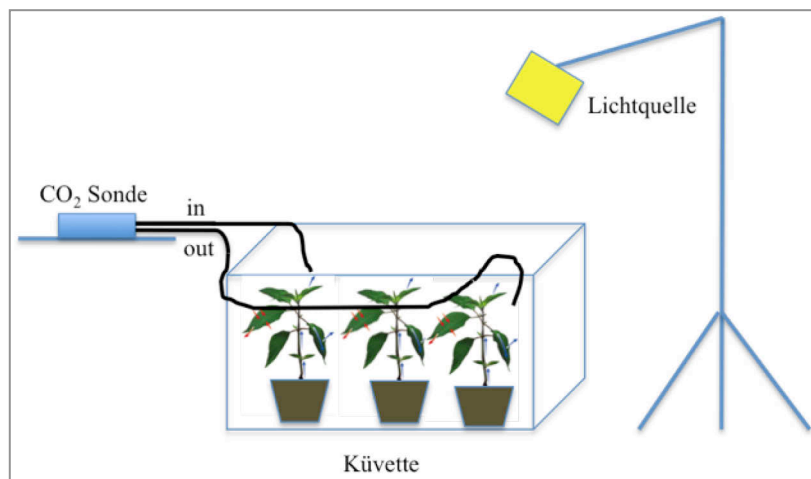


Abb. 23: Schematische Darstellung der CO₂-Messung

Durch die Variierung des Lampenabstandes zu den Pflanzen wurde die gewünschte Lichtintensität unter Zuhilfenahme des PAR-Sensors, welcher innerhalb der Küvette positioniert war, eingestellt. Zur Bestimmung der Atmungsrate wurde bei Dunkelheit und für die Erfassung der Photosyntheseaktivität bei Strahlungsintensitäten von $29 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ sowie $44,6 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ (*Ficus benjamina*) und $26,1 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ sowie $43,75 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ (*Chamaedorea elegans*) gemessen. Jeweils fünf Pflanzen pro Variante von *Ficus benjamina* und drei von *Chamaedorea elegans* wurden bei den Messreihen aufgestellt und ihr CO_2 -Verbrauch bzw. ihre CO_2 -Produktion bestimmt. Die Messungen liefen 30 Minuten, wobei alle 30 Sekunden ein Wert über den Datenlogger aufgezeichnet wurde. Vor Beginn der Messungen konnten sich die Pflanzen 90-150 Minuten an die Messbedingungen akklimatisieren. Die Messung der Versuchsvarianten fand abwechselnd statt und erfolgte mit einer fünffachen Wiederholung. Um Verfälschungen durch CO_2 -Abgabe von Organismen im Substrat bzw. den Gasaustausch durch das Substrat zu verhindern, wurden die Töpfe komplett mit Alufolie eingewickelt. Die Temperatur lag während der Messungen im Bereich von 18 bis 20°C . Bezugspunkt für die Berechnung des Gasaustausches war die Blattfläche. Es konnten von den Pflanzen zwar keine Blattflächen bestimmt werden, jedoch die Frischmassen. Analysen zur Korrelation von Blattfläche zu Blattmasse bei *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* eines Parallelversuches zeigten, dass zwischen den beiden Parametern ein enger Zusammenhang bestand (A-Abb. 1 und 2). Vor diesem Hintergrund wurden die Blattflächen aus den Blattfrischmassen annähernd ermittelt (Umrechnungsfaktor bei *Ficus benjamina* = 0,00417, bei *Chamaedorea elegans* = 0,0207).

Es erfolgten in der Küvette zudem Messungen zur CO_2 -Emission der Substratballen nach Abtrennung der oberirdischen Pflanzenteile von der Wurzel, um die Dichte der Verpackung mit Alufolie zu prüfen. Außerdem wurden Messungen außerhalb der Küvette mit in Alufolie eingewickelten Ballen (mit vorhandener Wurzel) durchgeführt. Die CO_2 -Messsonde wurde dazu unter die Folie auf die Substratoberfläche gelegt. Veränderungen bei der CO_2 -Emission des Substratballens durch die Zuckerdüngung sollten so ermittelt werden.

4.5.5 Ermittlung des Chlorophyll- und Flavonolgehaltes im Blatt

Zur Abschätzung des Stickstoffhaushaltes der Pflanzen kamen zwei Messgeräte zum Einsatz. Neben dem Chlorophyll sind Flavonole als physiologische Marker für den Stickstoffhaushalt von Pflanzen bekannt (STEWART *et al.* 2001). Die Flavonolkonzentration im Blatt steigt bei Stickstoffmangel an. Zur Bestimmung der Chlorophyll- und Flavonolkonzentration in den Blättern von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* kamen das SPAD-502 sowie das Dualex[®] zum Einsatz.¹ Beide Messgeräte zeichnen sich durch eine *in situ* nutzbare, nicht destruktive Messmethode aus und arbeiten mit LED-Technik (Licht emittierende Diode).

Für die Messungen wurde ein Blatt zwischen den Messkopf des jeweiligen Gerätes gespannt. Bei jeder Pflanze erfolgte die Messung an den drei zuletzt voll entwickelten Blättern bzw. Wedeln. Dabei wurde der Messkopf stets in der Blattmitte positioniert. Bei *Chamaedorea elegans* wurde am Wedel das dritte Blatt von unten gemessen.

Die vom SPAD-502 ausgegebenen Werte werden auf Basis der Lichtmenge verrechnet, welche das Blatt bei einer Bestrahlung im roten (650 nm) und infraroten (940 nm) Wellenlängenbereich durch die LEDs passiert. Das Licht aus den Dioden verlässt ein Fenster und trifft, nachdem es das Blatt durchlaufen hat, auf ein anderes Fenster (Mess-Empfänger). Die Absorption im Blatt wird gemessen und der Chlorophyllgehalt bestimmt.

Beim Dualex[®] wird die Bestimmung des Chlorophyllgehaltes durch die Berechnung der Differenz zwischen der Transmission bei zwei Wellenlängenbereichen im nahen Infrarotbereich (NIR) umgesetzt. Durch den Vergleich der Chlorophyllfluoreszenz, die durch UV- (Messlicht) sowie durch rote Strahlung (Referenzlicht) angeregt wird, erfolgt die Bestimmung der epidermalen Absorption von UV-Strahlung und somit des Flavonolgehaltes im Blatt/Epidermis. Je höher der Flavonolgehalt, desto geringer ist die UV-Transmission durch die Epidermis. Auch die UV-induzierte Fluoreszenz des Chlorophylls im Mesophyll ist infolgedessen geringer und die durch rote Strahlung induzierte Fluoreszenz im Vergleich höher (Abb. 24).

Das Chlorophyll dient bei dieser Messmethode als interner „Sensor“ für Photonen (O. V. 2010). Ein weiterer Parameter, der sogenannte NBI (Nitrogen Balance Index) aus dem Verhältnis Chlorophyll zu Flavonolen ($\text{NBI} = \text{Chlorophyllgehalt} / \text{Flavonolgehalt}$), liefert Hinweise zum Stickstoffstatus der Pflanze (TREMBLAY *et al.* 2009, 2012)

¹ An dieser Stelle gilt mein Dank der Firma Konica Minolta sowie der UP GmbH, die mir die Messgeräte kostenfrei zur Verfügung stellten.

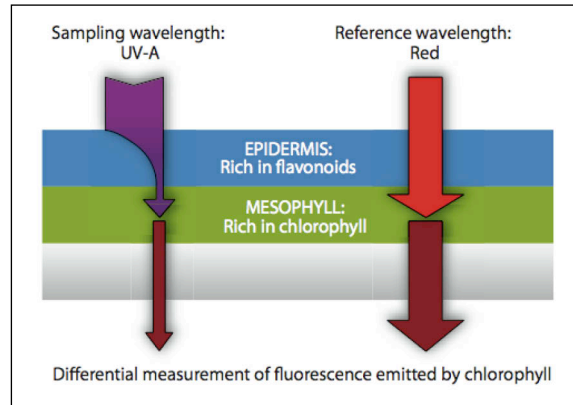


Abb. 24: Messprinzip Dualox® (O. V. 2010).

Es wurde keine Kalibrierung der Messwerte durch chemische Analysen durchgeführt. Die Messwerte beider Geräte liefern deshalb keine direkten Chlorophyll-/Flavonolgehalte, sondern müssen als Indikatoren für die vorhandenen Gehalte gesehen werden (relative Werte). Beim Dualox werden Messwerte im Bereich von 0 – 150 Dualox® Einheit (Chlorophyll) und 0 – 3 Dualox® Einheit (Flavonole) ausgegeben.

4.5.6 Blattflächenmessung

Bei *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* des Testversuches konnte die Blattfläche mithilfe eines Area-Meter ermittelt werden. Dazu werden die einzelnen Blätter auf ein mit Folie bespanntes Laufband gelegt und an einer Lichtquelle vorbeigeführt. Die Blattfläche [cm²] der durchlaufenden Blätter erfasst ein Fotodiodenfeld. Bei den Pflanzen aus den ersten beiden Versuchen war diese Methode nicht durchführbar, da diese für Kohlenhydratanalysen genutzt wurden. Um etwaige Umbauprozesse der Kohlenhydrate in den Blättern zu verhindern, mussten diese sofort nach der Ernte eingefroren werden.

4.5.7 Substratanalysen

Zur Prüfung möglicher Veränderungen durch den Zuckereintrag erfolgte am Ende des Versuches zur Saccharosedüngung eine Analyse der Substrate. Dafür wurden von jeder Variante das Substrat der geernteten Pflanzen entnommen und daraus jeweils drei Mischproben erstellt. Bis zur weiteren Verarbeitung lagerten die Proben bei -20 °C in Kunststofftüten. Die Analyse von pH-Wert und Salzgehalt der Substrate richtete sich nach den Methoden der VDLUFA (1991). Es wurden die pH- und EC-Werte des Substratextraktes (H₂O) bestimmt.

5 Ergebnisse, Auswertung und Diskussion

Um die Zusammenhänge zwischen Lichtintensität, Kohlenhydratgehalt, Vitalität und Kohlenhydratdüngung zu prüfen, wurden zwei Pflanzenarten (*Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans*) ausgewählt. Neben den Analysen der löslichen Kohlenhydrate wurden an den Pflanzen Merkmale hinsichtlich Akklimationsverhalten und Vitalität erfasst.

Zunächst werden die Ergebnisse des Lichtakklimationsversuches dargestellt. S1 repräsentiert die Variante ohne und S2 die Variante mit Lichtakklimation (auch als Licht- und Schattenpflanzen bezeichnet). In den darauffolgenden Kapiteln wird gezeigt, welche Auswirkungen exogen zugeführte Saccharose auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität der untersuchten Pflanzenarten gehabt hat. Dabei steht Z1 für die Standardvariante ohne und Z2 für die Variante mit Saccharosedüngung (auch Kontroll- und Zuckerpflanzen genannt).

Die Ergebnisse der Versuche werden im Folgenden zur besseren Übersichtlichkeit unterteilt nach Pflanzenarten dargestellt. Tabellarische Zusammenfassungen der Ergebnisse sind im Anhang unter Punkt 5 einzusehen.

5.1 Ergebnisse Versuch 1 (Lichtakklimation)

Bei dem Versuch sollte die in der Praxis als Standard durchgeführte Lichtakklimation mit der Kultivierung bei voller Lichtintensität hinsichtlich der Auswirkungen auf die Konstitution (Kohlenhydratgehalt und Vitalität) der Pflanzen verglichen werden. Vor diesem Hintergrund wurde vermutet, dass Pflanzen ohne Lichtakklimation mit einem höheren Kohlenhydratgehalt in die Transport-/Dunkelphase gehen, diese im Gegensatz zu lichtakklimatisierten Pflanzen ohne größere Vitalitätseinbußen überstehen und sich weiterhin durch entsprechend höhere Reserven besser an die Bedingungen im Innenraum anpassen können. Aus morphologischer Sicht wurde angenommen, dass Pflanzen ohne Lichtakklimation ein besseres Stammdickenwachstum und ein kompakteren Habitus (kürzere Internodien) aufweisen. In den nachstehenden Kapiteln werden die physiologischen und morphologischen Ergebnisse vorgestellt.

5.1.1 Kohlenhydratgehalte bei *Ficus benjamina*

5.1.1.1 TNC, Stärke und Zucker

In Abb. 25 sind die Veränderungen der KH-Gehalte abhängig von der Versuchsphase und ausgehend vom Gesamtkohlenhydratgehalt (TNC) zum Ende der Produktionsphase dargestellt. Dabei zeigten sich Unterschiede zwischen den Kultivierungsformen. So verbrauchten die schattierten Pflanzen in der Akklimatisationsphase mehr Stärke und Zucker als ungeschattete Pflanzen. Die Lichtakklimatisation führte zu größeren KH-Verlusten, sodass diese Pflanzen nach der Dunkelphase nur noch 60 % des Ausgangs-KH-Gehaltes aufwiesen. Der Gehalt der ungeschattierten Pflanzen hingegen belief sich zu diesem Zeitpunkt auf 80 %. In der Innenraumphase wurde bei den nicht akklimatisierten Pflanzen mehr Zucker mobilisiert, was mit einem geringeren Stärkeanteil einher ging. Der Gesamt-KH-Gehalt war am Ende des Versuches bei den ungeschattierten höher als bei den schattierten Pflanzen.

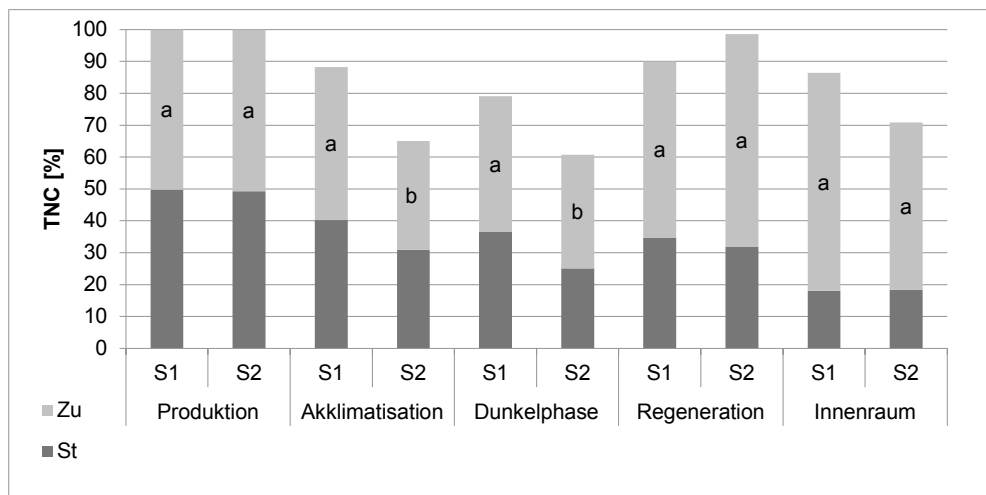


Abb. 25: Prozentuale Gesamtkohlenhydratgehalte (TNC) bei *Ficus benjamina* zum Ende der jeweiligen Versuchsphasen aufgeschlüsselt nach Zucker (Zu) und Stärke (St); S1 = ungeschattiert, S2 = schattiert. Unterschiedliche Buchstaben in den Phasen zeigen signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).

Abbildung 25 dokumentiert deutlich die Kohlenhydratdynamik während der jeweiligen Kultivierungsphasen; 100 % entsprechen 270,90 mg/ g TM (S1, ungeschattiert) und 280,32 mg/ g TM (S2, schattiert) (siehe auch A-Tab. 17). Der Faktor Licht beeinflusste den Gehalt an Reservestärke. Insgesamt war der Stärkegehalt am Ende des Versuchs

stark gesunken. Die ersten Kohlenhydratanalysen am Ende der Produktionsphase zeigten bei *Ficus benjamina*, mit Anteilen von jeweils ca. 50 % am Gesamtkohlenhydratgehalt ein ausgeglichenes Stärke-/Zuckerverhältnis. Nach der Innenraumphase war der Stärkeanteil auf 20,9 % bei den unschattierten und bei den schattierten auf 25,81 % gesunken, der Zuckeranteil auf jeweils 79,09 % und 74,19 % gestiegen (Abb. 26).

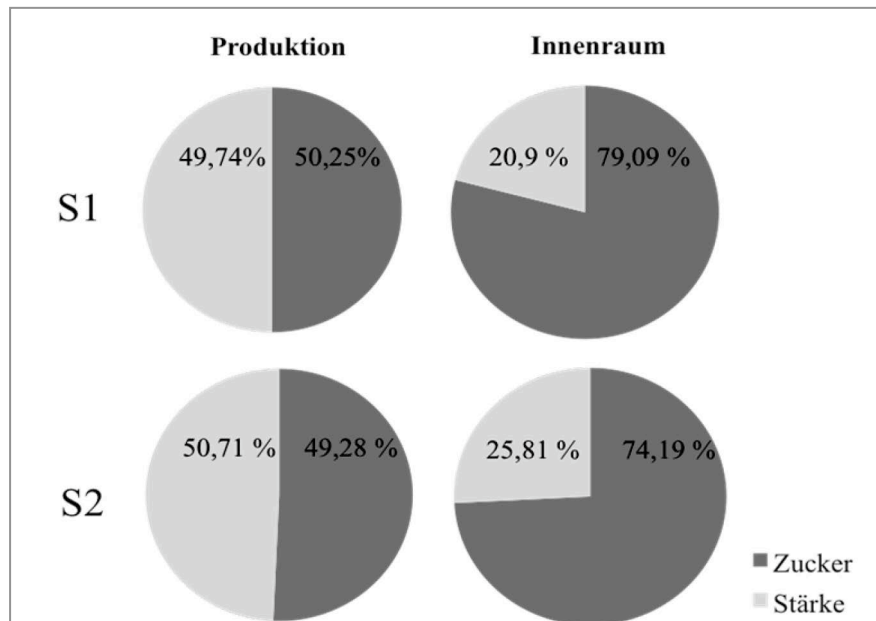


Abb. 26: Prozentuale Zucker- und Stärkeanteile vom Gesamtkohlenhydratgehalt bei *Ficus benjamina* zum Ende der Produktions- sowie Innenraumphase; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Aus dem vorangegangenen Ergebnissen wurde deutlich, dass veränderte Lichtbedingungen zu einem Anstieg oder einer Abnahme der untersuchten KH-Gehalte bei *Ficus benjamina* führen. Die Literaturrecherche zeigte, dass sich die einzelnen Pflanzenorgane in ihrem KH-Gehalt unterscheiden können (VENEKLAAS und POORTER 1998, VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005). Deshalb scheint es erforderlich, die einzelnen Pflanzenorgane detaillierter zu betrachten. Möglicherweise finden zwischen den Organen Verschiebungen oder Ausgleichsvorgänge statt, welche bei der alleinigen Betrachtung der Gesamtkohlenhydratgehalte nicht erkannt werden können.

Nachfolgend werden die Analyseergebnisse hinsichtlich der Frage vorgestellt, ob und wie sich die Zuckergehalte der Organe hinsichtlich der Menge und Zusammensetzung

unterschieden. Wie bereits erwähnt, wurden lediglich die einzelnen Zuckerfraktionen, aber nicht die Stärke für die einzelnen Organe analysiert.

Aus Abb. 27 ist abzulesen, dass eine Veränderung der Lichtintensität mehr oder weniger starke Schwankungen der Zuckergehalte in den Pflanzenorganen auslöste und dass mengenmäßige Unterschiede zwischen den Organen und den Varianten existent waren.

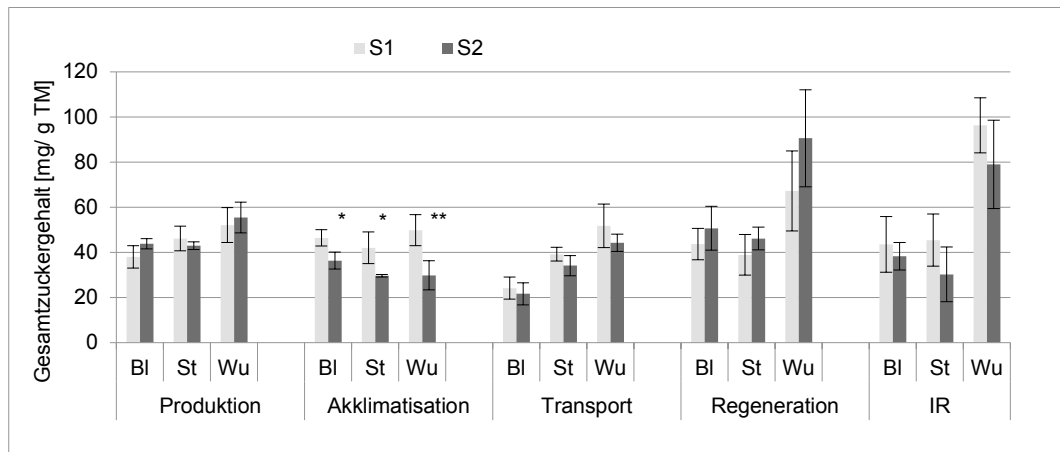


Abb. 27: Gesamtzuckergehalte der einzelnen Pflanzenteile, *Ficus benjamina*; S1 = unschattiert, S2 = schattiert; Bl = Blat, St = Stamm, Wu = Wurzel.

Die Wurzel war unter den Versuchsbedingungen, außer bei der schattierten Variante nach der Akklimatisation, das Organ mit dem höchsten Gehalt an löslichen Zuckern. Dort zeigten sich ebenfalls die größten Schwankungen beim Zuckergehalt ($MW_{S1} = 63,43 \pm 19,62$ mg/g TM; $MW_{S2} = 59,81 \pm 24,86$ mg/g TM). Dabei wurden die niedrigsten Gehalte bei beiden Varianten nach der Akklimatisation festgestellt ($S1 = 49,38$ mg/g TM; $S2 = 29,82$ mg/g TM). Der höchste Wurzelzuckergehalt wurde bei der S1-Variante nach der Innenraumphase ($96,24$ mg/g TM) und bei der S2-Variante nach der Regeneration ($90,56$ mg/g TM) nachgewiesen. Es erfolgte ein Anstieg des Zuckergehaltes in der Wurzel der schattierten Pflanzen um 100 % während der Regenerationsphase bei gleichzeitiger Zunahme des Stärkegehaltes in der Pflanze.

Die geringsten Schwankungen waren im Stamm festzustellen ($MW_{S1} = 42,32 \pm 3,38$ mg/g TM; $MW_{S2} = 36,61 \pm 7,51$ mg/g TM). Doch auch bei diesem Organ bewirkte die Schattierung eine Reduzierung des Zuckergehaltes im Vergleich zu den unschattierten Pflanzen während der Akklimatisationsphase.

Die Blattzuckergehalte unterlagen lichtabhängigen Schwankungen ($MW_{S1} = 39,15 \pm 8,93$ mg/g TM; $MW_{S2} = 38,15 \pm 10,79$ mg/g TM). Die Schattierung (bei S2) und die

lange Dunkelphase während des Transportes (S1 und S2) führten zu einer Reduzierung bzw. starken Abnahme des Blutzuckers.

Schattierte *Ficus*-Pflanzen wiesen nach der Akklimationsphase signifikant weniger Zucker in Blatt, Stamm und Wurzel auf. Zu allen weiteren Beprobungszeitpunkten zeigten sich keine statistisch gesicherten Unterschiede.

Zusätzlich zu der zuvor abgebildeten Grafik soll folgende Tab. 13 die Verhältnisse der Gesamtzuckeranteile zwischen den Pflanzenteilen verdeutlichen. Auffällig ist das Verhältnis nach der Akklimation zwischen Blatt zu Stamm zu Wurzel (1,0 : 0,8 : 0,8) bei der schattierten im Vergleich zur ungeschattierten Variante (1,0 : 0,9 : 1,1). Nach der Innenraumphase war das Verhältnis von Blatt und Stamm zur Wurzel deutlich erhöht.

Tab. 13: Gesamtzuckeranteil bei *Ficus benamina* und Verhältnis Zuckeranteil zwischen Blatt, Stamm und Wurzel. Unterschiedliche Buchstaben innerhalb der Phasen zeigen signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$); S1 = ungeschattiert, S2 = schattiert.

	Produktion		Akklimation		Transport		Regeneration		Innenraum	
Zucker- gehalt [mg/gTM] Stabw	S1	S2	S1	S2	S1	S2	S1	S2	S1	S2
	136,2 ^a	142,2 ^a	138,3 ^a	95,8 ^b	115,1 ^a	100,0 ^a	149,8 ^a	187,4 ^a	185,1 ^a	147,5 ^a
	3,15	10,34	26,68	8,95	16,68	9,30	28,86	29,02	27,37	31,17
Verhältnis Blatt	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
zu Stamm	1,2	1,0	0,9	0,8	1,6	1,6	0,9	0,9	1,0	0,8
zu Wurzel	1,4	1,3	1,1	0,8	2,1	2,0	1,5	1,8	2,2	2,1

5.1.1.2 Zuckerarten

Bei den Zuckeranalysen wurden Fructose, Glucose und Saccharose für die Pflanzenteile Blatt, Stamm und Wurzel bestimmt. Die Analyse der verschiedenen löslichen Zuckerkomponenten von *Ficus benamina* zeigte, dass Saccharose eine relevante Stellung einnahm. Zu den Beprobungszeitpunkten lagen die Saccharosegehalte zwischen 80 und 160 mg/g TM. Die Glucosegehalte lagen im Bereich um 20 mg/g TM. Nach der Innenraumphase fielen die Glucosewerte bei S1 und S2 im Vergleich zu den früheren Beprobungszeitpunkten auffallend hoch aus (S1 = 106,11 mg/g TM,

S2 = 66,34 mg/g TM), sodass das Verhältnis zwischen Glucose und Saccharose bei nahezu 1:1 lag. Fructose konnte zu keinem Zeitpunkt nachgewiesen werden.

Die Schwankungen beim Saccharosegehalt können in Verbindung mit dem Lichtangebot gebracht werden. Eine Lichtminderung bewirkte eine Reduzierung, eine Steigerung der Lichtintensität hingegen eine Erhöhung des Gehaltes. Der höchste Saccharosegehalt konnte bei beiden Varianten nach der Regenerationsphase nachgewiesen werden. Mit 160,75 mg/g TM hatten die schattierten Pflanzen zu diesem Zeitpunkt einen tendenziell höheren Saccharosegehalt gegenüber denen ohne Akklimatisation (133,90 mg/g TM).

5.1.2 Pflanzenwachstum und Vitalität bei *Ficus benjamina*

Neben den Kohlenhydratanalysen wurde das Pflanzenwachstum u. a. in Form von Trockenmassebestimmung und Bonituren erfasst. Für die Beschreibung der Zuwächse bzw. Verluste der Pflanzenmasse wurden die Trockenmassen herangezogen. Auf die Entwicklung der Frischmassen wurde verzichtet, da z. B. nach der Transportphase die Pflanzen nicht mehr optimal mit Wasser versorgt waren (volle Turgeszenz des Gewebes nicht gewährleistet) und infolgedessen die Aussagen über Massezuwachs oder -verlust verfälscht werden worden wären (SCHOPFER 1989).

Da gerade bei Pflanzen im umbauten Raum die Erhaltung des optischen Erscheinungsbildes eine große Bedeutung hat, wurden zur Darstellung der Pflanzenvitalität neben den Zuwächsen, die Blattneubildung sowie der Blattverlust verglichen. Außerdem wurden die morphologischen Merkmale, auf die Licht einen Einfluss haben kann, genauer betrachtet.

5.1.2.1 Trockenmassen

Am Ende des Versuches wiesen die Varianten ungleiche Gesamttrockenmassen auf (S1 = 53,87 g, S2 = 49,97 g), welche sich aber nicht signifikant unterschieden. Das etwas höhere Gewicht der unschattierten Pflanzen resultierte aus einer signifikant höheren Stammtrockenmasse (S1 = 23,21 g, S2 = 19,24 g).

Abb. 28 zeigt den Trockenmassezuwachs während der etwa 8-monatigen Versuchsdauer. Anhand der Aufschlüsselung in die einzelnen Pflanzenteile Blatt, Stamm und Wurzel konnte bestimmt werden, dass eine Lichtsenkung um 50 % in der Akklimatisationsphase einen um 40,41 % signifikant geringeren Stammzuwachs zur

Folge hatte ($S1 = 9,85 \text{ g}$, $S2 = 5,87 \text{ g}$). Der Zuwachs an Blattmasse fiel bei beiden Prüfgliedern gleich aus ($S1 = 7,47 \text{ g}$ und $S2 = 7,85 \text{ g}$).

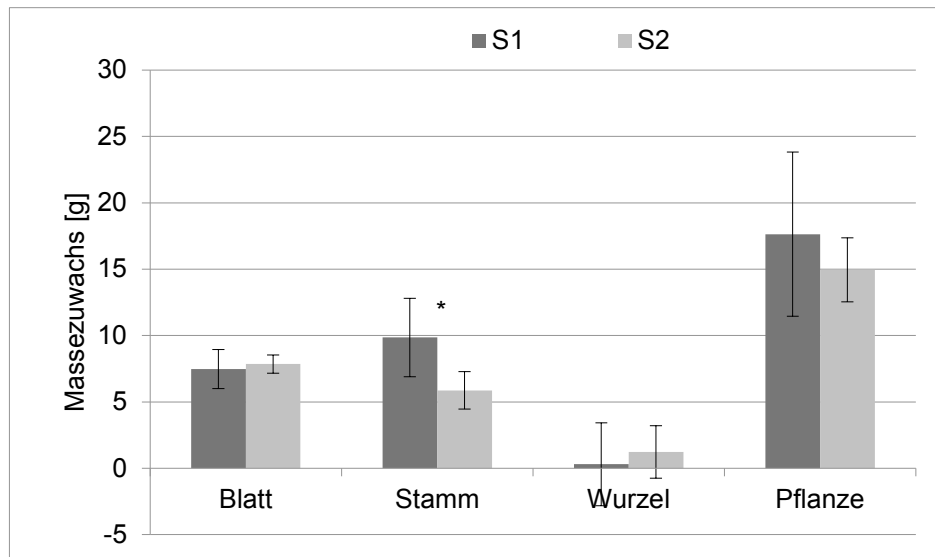


Abb. 28: Trockenmassezuwachs der einzelnen Pflanzenteile und der Gesamtpflanze bei *Ficus benjamina* während der etwa 8-monatigen Versuchsdauer; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), S1 = unshattiert, S2 = schattiert.

Die Pflanzenqualität bzw. -vitalität ist u. a. von einer guten Wurzelentwicklung abhängig. Die folgenden Abbildungen 29 und 30 visualisieren den Zustand der *Ficus*-Wurzeln am Ende des Versuches. Licht- sowie Schattenpflanzen hatten ein gut entwickeltes Wurzelsystem und unterschieden sich hinsichtlich der Wurzeltrockenmassen nicht. Im Vergleich zu den anderen Pflanzenorganen hatten die Wurzeln beider Varianten bis zum Ende des Versuches kaum an Masse gewonnen ($S1 = 0,31 \text{ g}$, $S2 = 1,22 \text{ g}$). In der Akklimationsphase konnte eine Zunahme der Wurzelmasse um etwa 40 % (S1 und S2) ermittelt werden. Die Dunkel- und Innenraumphase führten jedoch zu einem Verlust der vorher aufgebauten Wurzelmasse, was zu dem geringen Gesamtzuwachs führte. In der Dunkelphase verloren die Schattenpflanzen deutlich mehr, konnten diesen Verlust in der Regenerationsphase jedoch wieder ausgleichen.

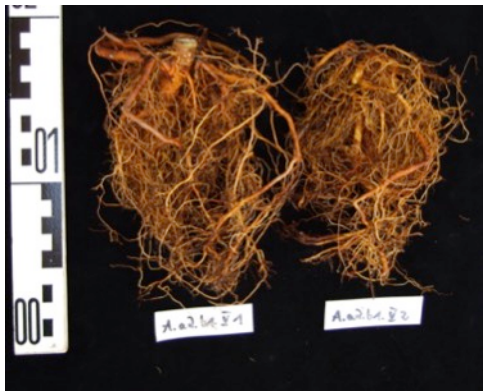


Abb. 29: Wurzelzustand, *Ficus benjamina*, unschattiert.



Abb. 30: Wurzelzustand, *Ficus benjamina*, schattiert.

Vor dem Hintergrund der Trockenmassezunahme und -abnahme ist die Betrachtung im Zusammenhang mit der Zunahme und Abnahme des Stärkegehaltes von Interesse. In Abb. 31 ist die prozentuale Entwicklung der beiden Parameter von der ersten bis zur letzten Beprobung dargestellt. Mit der tendenziellen Zunahme der Pflanzentrockenmasse sank der Stärkegehalt in den Pflanzen. In der Dunkelphase wurde jedoch sowohl Trockenmasse als auch Stärke abgebaut. Wurden die Pflanzen ohne Schattierung kultiviert, fiel der Massezuwachs etwas höher, der Stärkeverlust in der Akklimatisationsphase geringer aus.

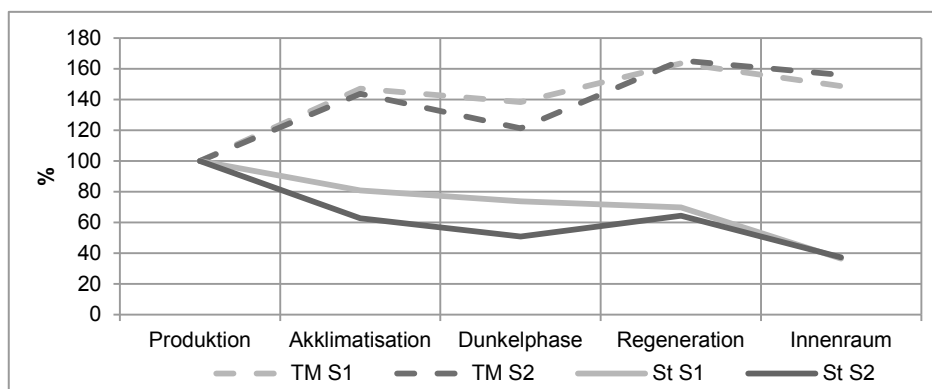


Abb. 31: Gegenüberstellung der prozentualen Entwicklung von Trockenmasse (TM) und Stärkegehalt (St) bei *Ficus benjamina*; Vergleich unschattierte (S1) und schattierte (S2) Kultivierung.

5.1.2.2 Trockensubstanzgehalt

Den höchsten Trockensubstanzgehalt beim Vergleich der Pflanzenorgane wies der Stamm mit durchschnittlich 35,72 % bei der unschattierten und 33,36 bei der

schattierten Variante auf. Signifikante Unterschiede zwischen den Versuchsgliedern zeigten sich nach der Akklimatisation, der Verschiffung sowie nach der Innenraumphase (Tab. 14). Die Blatttrockensubstanzgehalte waren bei unschattierten im Durchschnitt bei 30,79 % und bei schattierten Pflanzen bei 30,17 % angesiedelt. Die Schattierung in der Akklimatisationsphase führte zu einem niedrigeren TS-Anteil im Blatt. Mit Werten im Mittel von 25,70 % und 25,01 % (S1 und S2) wies die Wurzel den niedrigsten Trockensubstanzgehalt auf. Eine signifikante Abweichung zwischen schattierten und unschattierten Pflanzen trat nach der Transportphase auf.

Tab. 14: Trockensubstanzgehalt schattierter *Ficus benjamina* im Vergleich zu den Kontrollpflanzen; = gleich, - geringer, höher; signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05^*$, $p \leq 0,01^{**}$, $n = 5$).

	Produktion	Akklimatisation	Transport	Regeneration	Innenraum
Blatt	=	- *	=	=	=
Stamm	=	- *	- **	=	- *
Wurzel	=	=	- *	=	=
Pflanze	=	-	-	=	=

5.1.2.3 Vitalität und Erscheinungsbild

Während des knapp einjährigen Versuches bildete eine unschattierte Pflanze im Mittel insgesamt 83,7 neue Blätter, eine schattierte Pflanze 69,6 Blätter. Durch Reduzierung der Lichtintensität kann es bei *Ficus benjamina* zu Blattvergilbung und Blattfall kommen. Die Menge der verlorenen Blätter, aber auch der in einer Phase neu gebildeten Blätter wird aus Abb. 32 ersichtlich.

Bei *Ficus benjamina* zeigte sich bei den in der Akklimatisationsphase unschattierten Pflanzen in der Dunkel- sowie Regenerationsphase eine signifikant höhere Blattneubildung. Bei beiden Kultivierungsvarianten traten während bzw. nur nach der Dunkel- und in der Innenraumphase Blattverluste auf. Etwa eine Woche nach dem Transport waren Blattvergilbungen zu beobachten, welche speziell im unteren Drittel der Pflanze auftraten. Da diese Blätter später abfielen, wurden sie bei der Bonitur zum Blattverlust gezählt. Im Verhältnis zur Blattmasse fiel der Verlust jedoch im Hinblick auf die lange Dunkelphase während des Transportes relativ gering aus. Die Gesamtblattanzahl am Ende des Versuches belief sich auf $187,0 \pm 19,07$ (unschattiert) und $176,2 \pm 18,61$ (schattiert) Blätter.

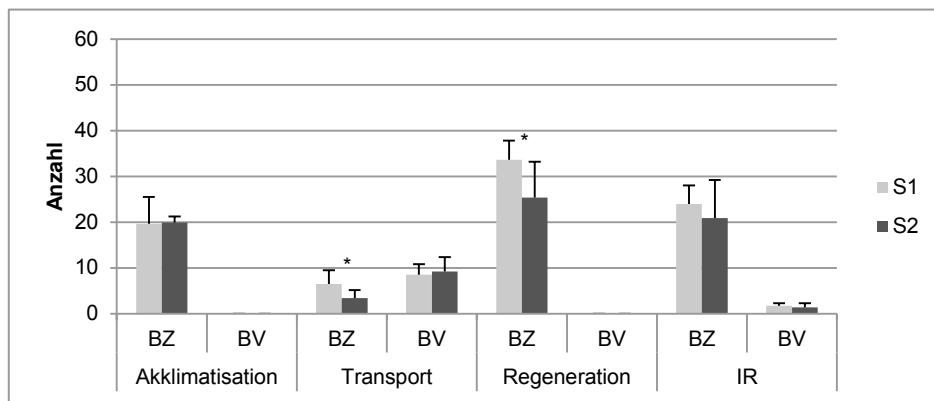


Abb. 32: Blattzuwachs (BZ), -verlust (BV) bei *Ficus benjamina* unschattiert (S1) und schattiert (S2); IR = Innenraum; sign. Unterschiede nach t-Test $p \leq 0,05^*$, $n = 10$.

Um den Zusammenhang zwischen Blattzuwachs und Zuckergehalt der Pflanze zu prüfen, wurden die Zuckergehalte am Ende einer Phase in Abhängigkeit mit der Blattneubildung in der darauffolgenden Phase gestellt. Die Regressionsanalyse ergab, dass kein Zusammenhang bestand ($R^2 = 0,01$). Auch für den TNC-Gehalt und die Anzahl neu gebildeter Blätter wurde eine lineare Regression durchgeführt, die ein ähnliches Ergebnis lieferte ($R^2 = 0,002$).

Anhand des äußeren Erscheinungsbildes der Pflanzen wurde die Vitalität mit den möglichen Boniturstufen 0 – 5 bewertet (siehe auch Tab. 10). Die Transportphase zeigte kaum negative Auswirkungen auf den Zustand der Pflanzen, sodass die Boniturstufen 4,2 (unschattiert) und 4,5 (schattiert) für einen guten Vitalitätszustand vergeben wurden. Mit einer Einstufung von 4,15 und 4,05 – bezogen auf den Gesamteindruck am Ende des Versuches – überstanden die Pflanzen auch die dreimonatigen Innenraumbedingungen gut (Abb. 33). Es konnten insgesamt keine bzw. nur geringe Vitalitäts- und Qualitätsmängel während der gesamten Versuchszeit festgestellt werden. Dies gilt für beide Prüfglieder.



Abb. 33: Erscheinungsbild von *Ficus benjamina* am Ende des Versuches; links: schattierte, rechts: unshattierte Variante.

Die morphologischen Parameter wurden u. a. erfasst, um überprüfen zu können, ob während der Akklimationsphase bei den schattierten Pflanzen überhaupt eine Anpassung an geringere Lichtbedingungen stattfand. Die Ergebnisse belegen, dass eine Akklimation im Hinblick auf das Blatt erfolgte (A-Tab. 18). Die Blätter der *Ficus*-Pflanzen, die unter 50 % Schattierung gebildet wurden, waren signifikant länger und breiter. Bezüglich der Internodien konnten keine Längenunterschiede festgestellt werden. Zu allen anderen Boniturzeitpunkten unterschieden sich die beiden Versuchsvarianten in ihrer Blatt- und Triebmorphologie nicht. Die Länge der Internodien, die während der Innenraumphase gebildet wurden, stieg bei beiden Varianten im Vergleich zu den früheren Boniturzeitpunkten an.

5.1.3 Kohlenhydratgehalte bei *Chamaedorea elegans*

5.1.3.1 TNC, Stärke und Zucker

Bei *Chamaedorea elegans* lag der TNC-Gehalt zum ersten Beprobungstermin über 450 mg/g TM. In der Akklimatisationsphase sank der Kohlenhydratgehalt beider Versuchsglieder, die Lichtakklimatisation hatte darauf jedoch keinen Einfluss. Auch durch den Dunkeltransport wurde der TNC-Gehalt beider Varianten deutlich reduziert. Die niedrigsten TNC-Gehalte wurden jedoch nach der Innenraumphase ermittelt (S1 = 215,53 mg/g TM, S2 = 228,28 mg/g TM). Die prozentualen Anteile von Stärke und Zucker am Gesamtkohlenhydratgehalt lagen am Ende der Produktionsphase bei jeweils 50 %. Zum Ende der Innenraumphase hatte sich dieses Verhältnis nur geringfügig verschoben (Zu. ca. 60 %, St. ca. 40%). Auffällig war hingegen, dass sich bei beiden Varianten bis zum Ende des Versuches der Kohlenhydratgehalt halbiert hatte (Abb. 34).

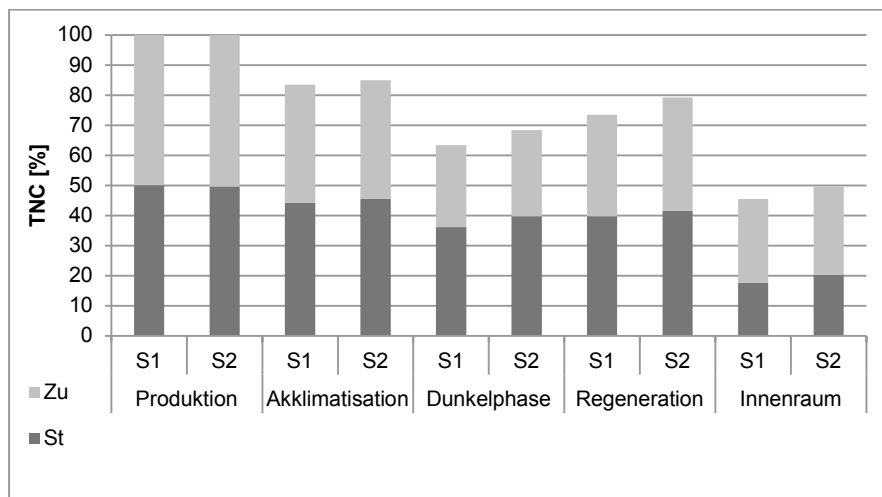


Abb. 34: Prozentuale Gesamtkohlenhydratgehalte (TNC) bei *Chamaedorea elegans* zum Ende der jeweiligen Versuchsphasen; Zu = Zucker, St = Stärke; S1 = unshattiert, S2 = schattiert.

Eine Veränderung der Lichtintensität löste auch bei *Chamaedorea elegans* mehr oder weniger starke Schwankungen der Zuckergehalte in den Pflanzenorganen aus. Auch hier gab es mengenmäßige Unterschiede zwischen den Organen, aber nicht zwischen den Varianten. Sofern die Lichtbedingungen vergleichbar gut waren, wurde bei der Bergpalme der höchste Zuckeranteil im Blatt nachgewiesen (Produktionsphase ca. 100 mg/g TM). Mit deutlicher Reduktion des Strahlungsangebotes (Dunkelphase,

Innenraum) fiel der Zuckergehalt um etwa 50 %, sodass sich das Verhältnis zwischen den Pflanzenteilen verschob (Tab. 15). Das Stammgewebe von *Chamaedorea elegans* hatte eine wichtige Bedeutung bei der Speicherung von Kohlenhydraten. Der Zuckergehalt blieb während der gesamten Versuchslaufzeit im Vergleich zum Blatt relativ stabil im Bereich um 60 mg/g TM. In der Wurzel war der Zuckergehalt mit 30 mg/g TM am geringsten.

Tab. 15: Gesamtzuckergehalt bei *Ch. elegans* und Verhältnis Zuckergehalt zwischen Blatt, Stamm und Wurzel; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

	Produktion		Akklimation		Transport		Regeneration		Innenraum	
Zuckergehalt Pflanze [mg/g TM]	S1	S2	S1	S2	S1	S2	S1	S2	S1	S2
	240,11	231,49	185,63	181,93	128,69	131,91	159,94	173,35	130,95	133,71
Verhältnis Blatt	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
zu Stamm	0,7	0,8	0,9	0,7	1,8	1,4	0,9	0,9	1,8	1,6
zu Wurzel	0,4	0,4	0,6	0,4	0,9	0,7	0,4	0,4	1,1	0,9

5.1.3.2 Zuckerarten

Bei *Chamaedorea elegans* konnten Fructose, Glucose und Saccharose in der Pflanze nachgewiesen werden. Von diesen Zuckern macht Saccharose den größten Anteil aus (im Mittel S1 = 107,79 mg/g TM, S2 = 105,47mg/g TM) und wird im Vergleich zu Glucose und Fructose stärker von den Strahlungsbedingungen beeinflusst.

Geringere Strahlungsintensitäten führten zu einer bedeutenden Abnahme von Saccharose. Besonders deutlich zeigte sich das nach der Dunkelphase. Unschattierte verbrauchten 45,24 % und schattierte Pflanzen 32,18 % der gesamten Saccharose.

Die Glucosegehalte lagen im Bereich von 55,31 mg/g TM (S1) und 59,53 mg/g TM (S2) und waren geringeren Schwankungen unterworfen. Die niedrigsten Glucosegehalte wurden nach der Innenraumphase ermittelt.

Im Gegensatz zu *Ficus benjamina* konnte bei *Chamaedorea elegans* Fructose nachgewiesen werden, allerdings nur im Blatt (S1 20,5 mg/g TM, S2 22,5 mg/g TM) sowie zu sehr geringen Anteilen in der Wurzel (S1 0,83 mg/g TM, S2 0,45 mg/g TM) und nur am Ende der Produktions- sowie Innenraumphase.

5.1.4 Pflanzenwachstum und Vitalität bei *Chamaedorea elegans*

5.1.4.1 Trockenmasse

Im Versuchszeitraum wurde ein Massezuwachs von etwa 4,3 g TM (S1 und S2) je Pflanze ermittelt. Auch wenn während des Dunkeltransportes ein Masseverlust auftrat, zeigte die Entwicklung der Trockenmasse bei *Chamaedorea elegans* im Verlauf des Versuches einen ansteigenden Trend (Abb. 35). Signifikante Unterschiede zwischen den beiden Prüfgliedern wurden zu keinem Zeitpunkt sichtbar.

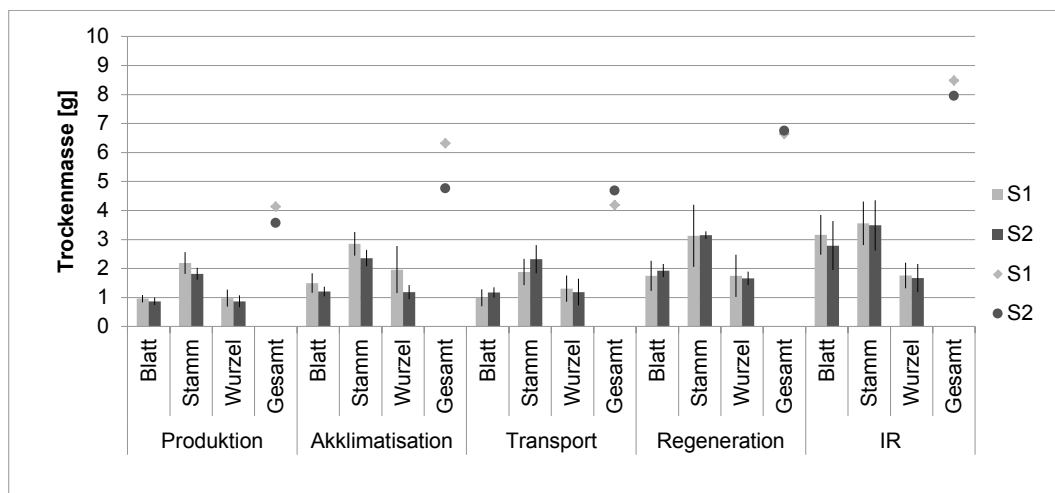


Abb. 35: Trockenmasseentwicklung bei unschattierten (S1) und schattierten (S2) *Chamaedorea elegans* während der einzelnen Phasen des Lichtakklimationsversuches; IR = Innenraum.

Die schattierten Pflanzen hatten bis zum Ende der Akklimationsphase eine tendenziell geringere Trockenmasse gebildet (S1 = 6,49 g, S2 = 4,76 g). Der beim Transport aufgetretene Masseverlust fiel bei den schattierten Pflanzen jedoch deutlich geringer aus (S1 = 33,75 %, S2 = 1,68 %), sodass zu Beginn der Regenerationsphase die Trockenmasse der schattierten Pflanzen höher war.

Bei Betrachtung der einzelnen Pflanzenteile zeigte sich, dass die höhere Trockenmasse der Kontrollvariante nach der Akklimation vornehmlich aus deren höherer Wurzelmasse resultierte. Am Ende der Innenraumphase konnte im Vergleich zu den früheren Untersuchungszeitpunkten eine hohe Blatttrockenmasse beider Varianten festgestellt werden (S1 = 3,16 g, S2 = 2,79 g). Der höchste Trockenmassezuwachs konnte bei beiden Kultivierungsmethoden (S1 = 2,20 g, S2 = 1,92 g) beim Blatt ermittelt werden.

Zu allen Beprobungszeitpunkten wies der Stamm der Bergpalme die höchste Trockenmasse auf. Bei diesem Pflanzenteil wurde ebenfalls der zweitstärkste Zuwachs beobachtet. Das Wurzelwachstum war bei der Bergpalme vergleichsweise gering ausgeprägt. Innerhalb des etwa einjährigen Versuches nahmen die Wurzeln weniger als 1 g Trockenmasse zu und hatten im Verhältnis zu den anderen Pflanzenteilen am Ende das geringste Trockengewicht (S1 = 1,76 g, S2 = 1,67 g). Schattierte Pflanzen hatten insgesamt einen tendenziell geringeren Blatt-, aber dafür stärkeren Stammzuwachs. Bedeutende Unterschiede zwischen den Kultivierungsvarianten waren nicht festzustellen.

5.1.4.2 Trockensubstanzgehalt

Der TS-Gehalt von *Chamaedorea elegans* lag im Mittel bei 26,25 % (S1) sowie 26,71 % (S2) und schwankte im Verlauf des Versuches lediglich geringfügig. TS-Verluste traten in der Transport- und der Innenraumphase auf. Die Innenraumbedingungen führten bei beiden Varianten zu dem höchsten TS-Verlust, sodass nach dieser Phase die geringsten TS-Gehalte ermittelt wurden (S1 = 23,81 %, S2 = 24,54 %). Dieser Verlust zeigte sich insbesondere beim Stamm, wobei nicht schattierte Pflanzen 27,22 % und schattierte Pflanzen 18,95 % verloren.

Der Zuckerverbrauch in lichtärmeren Phasen manifestierte sich speziell im Blatt. Gleiches konnte bezüglich der TS-Gehalte beobachtet werden. In Abb. 36 ist die Abhängigkeit des TS-Gehaltes des Blattes vom Blattsuckergehalt dargestellt. Je mehr Zucker nachzuweisen war, desto höher lag der TS-Gehalt. Der Zusammenhang zwischen Zucker- und Trockensubstanzgehalt zeigte sich ausschließlich beim Blatt.

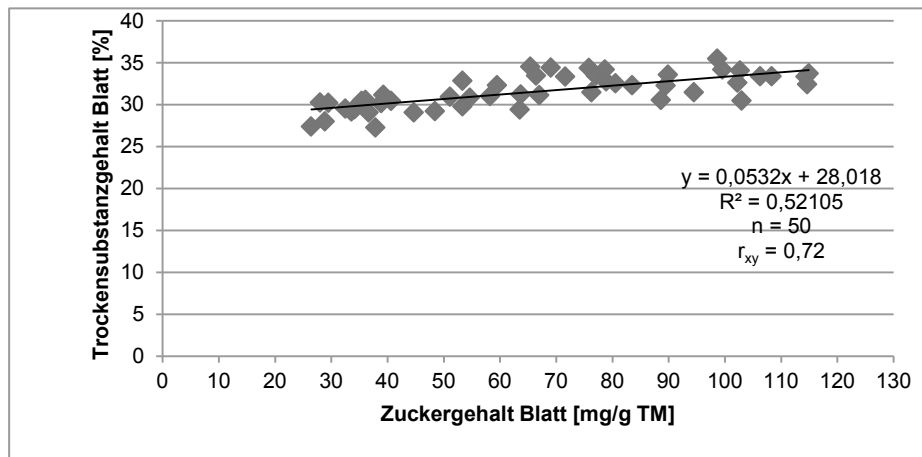


Abb. 36: Zusammenhang zwischen Blattsucker- und Trockensubstanzgehalt bei *Chamaedorea elegans*.

5.1.4.3 Vitalität und Erscheinungsbild

In der Versuchszeit bildeten die Pflanzen ohne 50 % Schattierung insgesamt 13,1 und die Pflanzen mit Schattierung 12,4 neue Wedel. Während der 16-tägigen Verschiffungsphase entwickelten sich bei den unschattierten Pflanzen signifikant mehr neue Wedel (Abb. 37). Der höchste Wedelzuwachs ($S1 = 6$, $S2 = 5,4$) und -verlust ($S1 = 2,4$, $S2 = 1,8$) erfolgte während der Innenraumphase.

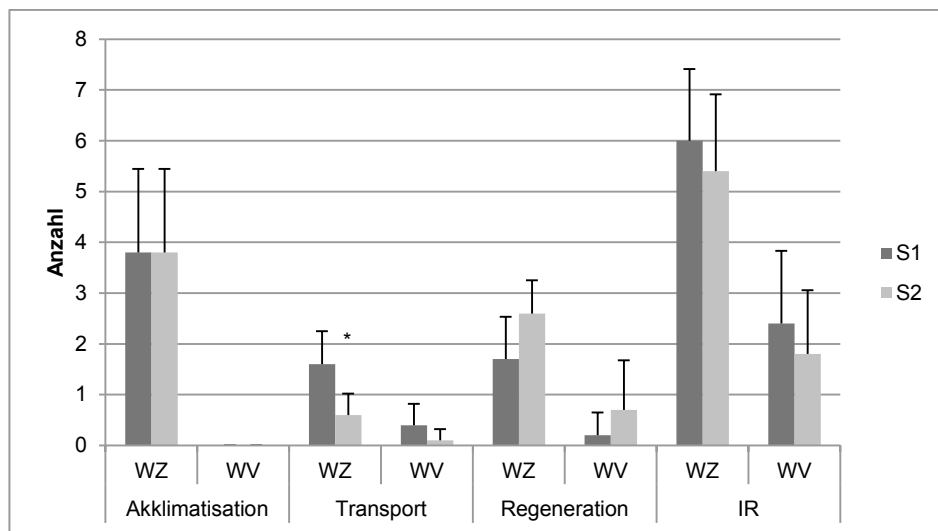


Abb. 37: Wedelneubildung (WZ) bzw. -verlust (WV) bei *Chamaedorea elegans*; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$); S1 = unschattiert, S2 schattiert, IR = Innenraum.

Auch bei *Chamaedorea elegans* wurde die Ausprägung der Blattlänge und -breite und die Wedelstiellänge aufgenommen, um mögliche Anpassungsvorgänge aufzeigen zu können. Die Ergebnisse dazu sind in Tabelle (A-Tab. 22) zusammengefasst. Eine signifikante Abweichung der Blattgröße und Wedelstiellänge zeigte sich durch die Schattierung unter den gegebenen Versuchsbedingungen nicht. Die in der Akklimatisationsphase gebildeten Wedel hatten bei beiden Varianten schmalere und kürzere Blätter sowie wesentlich kürzere Wedelstiele. In der Innenraumphase wurden die größten Wedeleinzelblätter gebildet.

Neben den angesprochenen Parametern wurde ebenfalls die Anzahl der Einzelblätter je Wedel bei den Bonituren erfasst. Im Mittel belief sich die Blattanzahl eines Wedels zur ersten Bonitur (Produktion) auf $12,30 \pm 1,04$ (unschattiert) und $11,30 \pm 0,67$ (schattiert) und zu Versuchende auf jeweils $16,00 \pm 0,35$ und $16,50 \pm 1,97$ Stück.

Bei den Pflanzen, welche unter Schattengewebe kultiviert wurden, war eine deutlich dunklere Blattfarbe zu beobachten (Abb. 38). Am Ende des Versuches zeigten sich diesbezüglich jedoch keine Unterschiede mehr. Insgesamt konnten während der gesamten Versuchszeit auch bei der Bergpalme lediglich geringe Vitalitäts- und Qualitätsmängel festgestellt werden (Abb. 39).



Abb. 38: Unterschiedlich starke Ausfärbung des Blattgrüns bei *Chamaedorea elegans* (oben schattierte, unten unshattierte Variante) nach der Akklimatisationsphase.



Abb. 39: Erscheinungsbild von *Chamaedorea elegans* nach der Innenraumphase (links unshattiert, rechts schattiert).

5.2 Diskussion Versuch 1 (Lichtakklimation)

Zunächst werden die Ergebnisse des Versuches unabhängig von der Versuchsvariante besprochen. Der Gesamtkohlenhydratgehalt (TNC) erstreckte sich bei *Ficus benjamina* von 280 bis 170 mg/g TM, bei *Chamaedorea elegans* von 470 bis 215 mg/g TM. *Chamaedorea elegans* hatte im Vergleich zu *Ficus benjamina* einen fast doppelt so hohen Ausgangs-KH-Gehalt. Charakteristisch für *Chamaedorea elegans* ist, dass alle oberirdischen Organe Photosynthese betreiben können (Stamm, Blatt) und dadurch der Anteil ‚nur atmender‘ Organe gegenüber *Ficus benjamina* deutlich geringer ist. Eine entsprechend höhere Kohlenhydratproduktion und -einlagerung ist u. U. darauf zurückzuführen. Auch REYES *et al.* (1996a, b) ermittelten bei der schattentoleranten *Chamaedorea elegans* einen höheren TNC-Gehalt als bei *Chrysalidocarpus lutescens*, die sich durch höhere Lichtansprüche auszeichnet. Ein hoher Gehalt an Kohlenhydraten ist auch nach VALLADARES und NIINEMETS (2008) typisch für schattentolerante Pflanzenarten. Arten mit einem höheren Lichtbedarf investieren mehr in das Wachstum als in die Kohlenhydratspeicherung.

Verschiedene Literaturquellen belegen, dass der Kohlenhydratgehalt von Pflanzen durch Licht beeinflusst wird. Sinkt die Lichtintensität oder tritt Lichtmangel auf, führt das zu Veränderungen im Kohlenhydrathaushalt (VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005,

GENT 1986, KERR *et al.* 1985). Auch in den eigenen Untersuchungen konnte festgestellt werden, dass durch die pflanzenverfügbare Strahlungsintensität der Kohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* beeinflusst wird. Unter den gegebenen Versuchsbedingungen führte eine Senkung der Strahlungsintensität zu einem Verlust, eine Erhöhung zu einem Gewinn an Kohlenhydraten. Der geringste Kohlenhydratgehalt wurde jeweils nach Dunkel- bzw. lichtarmen Phasen ermittelt, wobei sich die beiden Pflanzenarten unterschieden. Bei *Ficus benjamina* bewegte sich der Kohlenhydratgehalt nach der Transportphase auf dem niedrigsten Niveau. *Chamaedorea elegans* wies hingegen nach der dreimonatigen Innenraumphase den geringsten KH-Gehalt auf. Zu diesem Zeitpunkt befand sich der KH-Gehalt beider Arten auf einem ähnlichen KH-Level. Der Kohlenhydratverlust über den Versuchszeitraum fiel bei *Chamaedorea elegans* mit 54 % gegenüber *Ficus benjamina* mit 15 % damit deutlich höher aus. Angenommen wurde, dass Pflanzen während des Transportes vermehrt Kohlenhydrate verbrauchen. Diese Hypothese konnte nicht eindeutig bestätigt werden. Bei *Ficus benjamina* verursachte die Akklimatisations- und die Innenraumphase einen deutlichen KH-Verlust. *Chamaedorea elegans* verbrauchte während des Transportes vermehrt, aber vor allem während der Innenraumphase einen hohen Anteil der Kohlenhydrate, insbesondere Stärke.

Gespeicherte Kohlenhydrate sind wichtig für die Aufrechterhaltung des Stoffwechsels von Pflanzen, welche niedriger Strahlung ausgesetzt sind, z. B. im Unterholz tropischer Regenwälder oder im Innenraum. MYERS und KITAJIMA (2007) konnten belegen, dass eine positive Korrelation zwischen der Kohlenhydratkonzentration (Zucker, Stärke) und dem Überleben einer Pflanze besteht. Dies gilt besonders bei zusätzlichem Stress durch reduziertes Lichtangebot und Entlaubung. Wenn der Lichtkompensationspunkt unterschritten wird, also kein Kohlenstoffgewinn durch Photosynthese möglich ist, rutscht die Kohlenstoffbalance in den negativen Bereich ab (VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005). In diesem Fall muss der Bedarf an Kohlenstoff durch den Zugriff auf die im Organismus vorhandenen Kohlenhydrate gedeckt werden.

Im eigenen Versuch fand bei *Chamaedorea elegans* vermutlich eine entsprechende Akklimatisation an die Innenraumbedingungen statt, wie sie auch REYES *et al.* (1996b) bei *Chrysalidocarpus lutescens* beobachten konnten, wobei die Kohlenhydrate im Innenraum stark abnahmen, gleichzeitig ein Anstieg der Blatt-/Wedelbildung erfolgte. Die vorhandenen Kohlenhydrate lieferten die Energie für die Bildung der neuen Wedel, deren Blätter größer und dadurch an die geringen Lichtintensitäten angepasst waren. Bei

Ficus benjamina wurden im Innenraum, bezogen auf die Gesamtblattanzahl, 12,4 % neue Blätter gebildet, bei *Chamaedorea elegans* waren dies 35,1 %. Auch ist die Trockenmasse eines Wedels (0,31 g) von *Chamaedorea elegans* höher als die eines Blattes von *Ficus benjamina* (0,1 g). Entsprechend mehr Energie wird vermutlich für die Neubildung benötigt. Damit ließe sich der große Unterschied im Kohlenhydratverbrauch zwischen den beiden Pflanzenarten begründen.

Schwachlichtbedingungen führen zu einer Verschiebung der *sink-source*-Verhältnisses (GANSERT und SPRICK 1998, ALCOVERRO *et al.* 1999), was auch im eigenen Versuch beobachtet werden konnte. Das Verhältnis der Zuckergehalte zwischen Blatt, Stamm und Wurzel veränderte sich in Abhängigkeit vom Lichtangebot. Hohe sowie niedrige Lichtintensitäten hatten bei *Ficus benjamina* einen Anstieg des Zuckergehaltes in der Wurzel zur Folge. Lichtmangel führte gleichzeitig zu einem Stärkeverlust, ausreichend Strahlung dagegen zu einem Stärkegewinn. Vor dem Hintergrund der *sink-source*-Beziehung ist infolgedessen anzunehmen, dass bei *Ficus benjamina* die Wurzel das wichtigste Speicherorgan für Kohlenhydrate darstellt. In lichtreichen Phasen, d. h. hoher Assimilatproduktion, werden Zucker vermehrt in die Wurzel abtransportiert und dort als Stärke eingelagert. Bei Lichtmangel und somit fehlendem Assimilatnachschieb wird die Stärke hingegen zu Zucker abgebaut und dieser aus der Wurzel zu den Bedarfsorganen transportiert. Bei *Chamaedorea elegans* scheint hingegen das Stammgewebe als Hauptspeicher für Kohlenhydrate zu dienen, denn in lichtarmen Phasen ist dort der Zuckergehalt am höchsten gewesen.

Saccharose spielt insbesondere als Transportzucker eine signifikante Rolle im Kohlenhydrathaushalt vieler Pflanzenarten (KÜHN *et al.* 1999). Diese Zuckerart stellte sich auch in den Untersuchungen der vorliegenden Studie bei den ausgesuchten Pflanzenarten aufgrund des mengenmäßigen Anteils im Verhältnis zu Glucose und Fructose als die wichtigste Zuckerfraktion heraus. Bei der Hydrolyse von Saccharose werden Fructose und Glucose frei und können weiter verstoffwechselt werden. Insofern wurde vermutet, dass auch diese beiden Zuckerarten in den Pflanzen nachzuweisen sind. VIELER (2007) analysierte Zucker in den Blättern von *Ficus benjamina*. Dabei konnten Fructose, Glucose und Saccharose nachgewiesen werden. Fraglich ist, warum bei den eigenen Analysen in den Pflanzenextrakten Glucose nachgewiesen werden konnte, Fructose hingegen selten (*Chamaedorea elegans*) oder gar nicht (*Ficus benjamina*) vorlag. Die zur eigenen Analyse eingesetzten Fructose-Standards bei der HPLC-Analyse wurden zu 100 % detektiert. Fructose lag daher möglicherweise in den

Pflanzenproben überwiegend in einer Konzentration unterhalb der Nachweisgrenze des angewandten Analyseverfahrens vor oder die Extraktionsmethode wurde nicht optimal gewählt.

Zuvor wurden die Ergebnisse zum Verlauf des Kohlenhydratgehaltes und des Wachstums von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* allgemein betrachtet. Folgend wird der Vergleich zwischen Pflanzen mit und ohne Lichtakklimation angestellt.

Aufgrund des jahreszeitlichen Verlaufs während des Versuches und des damit verbundenen Anstieges der Lichtintensität (siehe Abb. 19) änderte sich die mittlere verfügbare mittlere Strahlungsintensität in der Akklimationsphase für die schattierte Variante kaum. Die schattierten Pflanzen erhielten weiterhin eine tägliche mittlere Strahlung von etwa $170 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Die mittlere Lichtintensität der ungeschatteten Variante stieg hingegen in der Akklimationsphase an. Durch die Verwendung des Schattiergewebes mit 50 % Lichtreduktion konnte jedoch das Ziel einer Halbierung der verfügbaren Strahlung für die schattierte im Vergleich zur ungeschatteten Variante erreicht werden. Die Strahlungssumme betrug in der Produktionsphase für beide Varianten $26,8 \text{ kWh/m}^2$. In der Akklimationsphase lag diese bei der ungeschatteten Variante bei $36,7 \text{ kWh/m}^2$, bei der schattierten Variante betrug die Strahlungssumme $18,3 \text{ kWh/m}^2$. Auf die Lichtakklimation mit 50 % weniger Strahlung reagierten *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* in Bezug auf den Kohlenhydrathaushalt verschieden. Bei *Ficus benjamina* sank der Kohlenhydratgehalt infolge des reduzierten Lichtangebotes. Zu diesem Ergebnis kamen auch MILKS *et al.* (1979) und JOINER *et al.* (1980) in ihren Untersuchungen.

In einem Lichtakklimationsversuch von REYES *et al.* (1996a) führte eine etwa 50 %-ige Reduzierung des Strahlungsangebotes von 564 auf $306 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ sowie von 306 auf $162 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ zu einer Verminderung des Kohlenhydratgehaltes von *Chamaedorea elegans*. Die vorliegenden Ergebnisse der eigenen Untersuchungen mit *Chamaedorea elegans* explizieren zwar eine Strahlungsabhängigkeit des Kohlenhydratgehaltes. Unterschiede zwischen schattierten und ungeschatteten Pflanzen waren jedoch nicht zu beobachten. Die aufgestellte Hypothese, dass allgemein durch Lichtakklimation der Kohlenhydratgehalt gesenkt wird, kann daher nicht bestätigt werden. In der Literatur liegen pflanzenartspezifische Empfehlungen zu den Schattierstufen vor, wobei Schattenpflanzen tendenziell eine stärkere Lichtsenkung erhalten sollen (CONOVER und POOLE 1990). Vermutlich besteht ein Zusammenhang

zwischen der Pflanzenart und dem Schattiergrad hinsichtlich des Kohlenhydrathaushaltes. Liegt die verfügbare Strahlung im Toleranzbereich der Pflanzenart, sodass ausreichend Assimilate durch Photosynthese gewonnen werden können, hat die Schattierung keinen negativen Einfluss auf den Kohlenhydratgehalt.

Bei den schattierten *Ficus benjamina* wurde dieser Toleranzbereich während der Akklimationsphase offenbar unterschritten und infolgedessen wurden Kohlenhydrate abgebaut. Überdies impliziert die geringere Strahlungssumme, dass im Vergleich zur unschattierten Variante in der Summe weniger Assimilate synthetisiert werden konnten.

Anzumerken sei an dieser Stelle, dass der Kohlenhydratgehalt auch bei den unschattierten Pflanzen während der Akklimationsphase sank, obwohl sich die Strahlungssumme in dieser Phase von 26,8 kWh/m² auf 36,7 kWh/m² erhöht hatte. Wahrscheinlich wurde der Kohlenhydratgehalt durch die veränderte Pflanzenernährung beeinflusst. Infolge eines Düngerwechsels änderten sich mit Beginn der Akklimationsphase Nährstoffzusammensetzung und -konzentration (NPK 8:8:6 → 15:10:15). Überdies wurde nur noch alle 14 Tage gedüngt, da die Reduzierung der Nährstoffversorgung auch in der Praxis durchgeführt wird. Aufgrund des verlängerten Düngungsintervalls erhielten die Pflanzen in Summe 37 % weniger Stickstoff, 58 % weniger Phosphor und 17 % weniger Kalium als in der Produktionsphase. Eine Senkung des Phosphatangebotes führte zu einer Reduzierung des Kohlenhydratgehaltes, besonders der Saccharosegehalt wurde beeinflusst. Auch eine verminderte Kaliumversorgung senkte den Kohlenhydratgehalt – speziell bei Getreide den Stärkegehalt (DACHLER 2001, LAD 2010). Bei *Chamaedorea elegans* konnte ein Zusammenhang zwischen Kohlenhydratgehalt und Düngekonzentration ermittelt werden (REYES *et al.* 1996a). Gleiches gilt für *Ficus benjamina*. Eine verminderte Kaliumversorgung bewirkte einen Abfall des Kohlenhydratgehaltes in der Wurzel (JOINER *et al.* 1980). Es kann daher angenommen werden, dass ein Zusammenhang mit der verringerten bzw. veränderten Nährstoffversorgung und dem Kohlenhydratverlust der unschattierten Pflanzen bestand. Insofern wird ebenfalls vermutet, dass der Kohlenhydratgehalt bei den schattierten Pflanzen durch die Strahlung und die Düngung beeinflusst worden ist. Bei gleichbleibender Düngung wäre der Kohlenhydratabbau vermutlich geringer ausgefallen.

Die unschattierten *Ficus-benjamina*-Pflanzen hatten bei Transportbeginn vergleichsweise mehr Kohlenhydratreserven, verloren aber während des

Dunkeltransportes doppelt soviel Kohlenhydrate (13 %). Auch der Kohlenhydratverlust unschattierter *Chamaedorea elegans* lag leicht über dem der vor dem Transport schattierten Pflanzen. Dieses Ergebnis unterstützt die Aussage, dass der LKP und dementsprechend die Atmungsrate durch eine Lichtakklimation gesenkt wird und dadurch weniger Kohlenhydrate bei Lichtmangel bzw. Dunkelheit verbraucht werden (LI *et al.* 2009, REYES *et al.* 1996a, Steinkamp *et al.* 1995). Für einen vergleichsweise höheren Stoffwechsel der unschattierten Pflanzen spricht zudem, dass während des Dunkeltransportes mehr Blätter bzw. Wedel gebildet wurden, was wiederum den höheren Kohlenhydratverbrauch erklärt.

Unschattierte *Ficus benjamina* bildeten in der Regenerationsphase mehr Blätter und verbrauchten mehr Stärke als die bereits akklimatisierten Pflanzen. Die KH-Gehalte beider Versuchsvarianten passten sich daher wieder an. Durch die in der Akklimationsphase gebildeten „Schattenblätter“ kann von einer effektiveren Photosyntheserate der schattierten Variante ausgegangen werden. Eine Zunahme des Stärkegehaltes und ein höherer Zuckergehalt der akklimatisierten Pflanzen sprechen dafür. *Ficus benjamina* ohne Lichtakklimation mussten sich hingegen erst an die Bedingungen unter dem Schattengewebe anpassen und mobilisierten daher eingelagerte Kohlenhydrate für die Entwicklung neuer Blätter, was durch Stärkeverlust gekennzeichnet ist. Die Lichtintensität in der Regenerationsphase war höher als in der Akklimationsphase (Abb. 24). Eine Anpassung an weniger Strahlung ist daher nicht anzunehmen. Die beobachteten Anpassungskennzeichen der Pflanzen sind möglicherweise Ursache der veränderten Lichtqualität unter dem grünen Schattiergewebe (STAMPS 2009). Obwohl eine Vergleichsmessung der spektralen Zusammensetzung des Lichtes mit und ohne Schattierung nicht erfolgte, ist eine effektivere Strahlungsausnutzung der bereits an die Kultivierung unter dem Schattengewebe gewöhnten Pflanzen zu vermuten, denn in der Regenerationsphase blieben alle weiteren Wachstumsparameter unverändert.

In der Innenraumphase war bei *Ficus benjamina* bei beiden Varianten ein deutlicher Anstieg an Glucose zu verzeichnen, sodass sich das Verhältnis von Glucose zu Saccharose anglich. Diese Tatsache spiegelt wiederum die Mobilisierung der Reservekohlenhydrate zur Aufrechterhaltung des Stoffwechsels wider. Eingelagerte Stärke wird hydrolysiert und Glucose zur Energieversorgung freigesetzt.

Wurden die *Ficus benjamina* schattiert, bildeten sich im Vergleich zu den unschattierten Pflanzen nicht mehr, jedoch größere Blätter aus. Das bestätigt den Anpassungsprozess an die geringeren Lichtintensitäten. Bei *Chamaedorea elegans* war kein verändertes Blattwachstum zu beobachten, was unter Berücksichtigung des unbeeinflussten KH-Gehaltes die Vermutung unterstützt, dass der angewandte Schattiergrad und dementsprechend die verfügbare Strahlung im Toleranzbereich dieser Pflanzenart lag. Die Wedel der schattierten gegenüber den unschattierten Bergpalmen zeigten allerdings ein dunkleres Grün. Obwohl der Chlorophyllgehalt nicht analysiert wurde, kann durch die vergleichsweise intensivere Blattfarbe auf einen höheren Chlorophyllgehalt geschlossen werden (FERNÁNDEZ *et al.* 2003). Ein Anstieg des Chlorophyllgehaltes ist eine Anpassungsreaktion an geringere Lichtintensitäten (CHEN *et al.* 2005b), daher ist anzunehmen, dass auch bei *Chamaedorea elegans* eine Akklimation insofern stattfand, dass durch den Chlorophyllanstieg eine verbesserte Lichtausnutzung ermöglicht wurde.

Durch Reduzierung der Lichtintensität oder Lichtmangel treten bei *Ficus benjamina* häufig Blattvergilbung und -fall auf (BULLE und DE JONGH 2001). Nach Angaben aus der Praxis werden ebenfalls, insbesondere bei *Ficus benjamina*, durch den langen Schiffstransport in klimatisierten Containern starke Blattverluste bis 75 % verursacht (VAN TRIGT 2013). Palmenarten zeigen hingegen allgemein weniger Qualitätsverluste während der Verschiffung (CONOVER und POOLE 1983b). Nach vorheriger Lichtakklimation treten durch den Pflanzentransport kaum Qualitätsminderungen infolge von Blattverlusten auf, unter der Voraussetzung, dass die Transporttemperaturen entsprechend den Ansprüchen der Pflanzen eingestellt werden und die relative Luftfeuchte möglichst über 70 % liegt (CONOVER und POOLE 1983a).

Da der überwiegende Teil der wissenschaftlichen Studien eine positive Wirkung einer Schattierung nachweisen konnte, wird diese zur Akklimation von Innenraumbegrünungspflanzen in der Produktion empfohlen (SCUDERI *et al.* 2005, STEINKAMP *et al.* 1991, COLLARD *et al.* 1977). Bei CONOVER und POOLE (1986a) führte die niedrigste Lichtintensität ($312 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) in der Produktion zu minderen Pflanzenqualitäten (Habitus, Größe) und zu höheren Blattverlusten bei Verschiffungstemperaturen über 16 °C. Im vorliegenden Versuch wurde die Temperatur beim simulierten Transport entsprechend den Angaben aus der Praxis auf 18 °C eingestellt. Aufgrund dieser verhältnismäßig hohen Temperatur – die Empfehlungen der

Literatur lauten max. 16 °C – wurde daher vermutet, dass insbesondere bei den 50 % schattierten Pflanzen ein hoher Blattverlust auftreten würde, da sich schneller ein KH-Mangel einstellt. Die Hypothese bestätigte sich nicht, denn wie zuvor beschrieben verbrauchten diese Pflanzen weniger Kohlenhydrate beim Transport als die Pflanzen ohne vorherige Schattierung. Weder bei *Ficus benjamina* noch bei *Chamaedorea elegans* beider Versuchsvarianten wurde infolge des zweiwöchigen Dunkeltransportes eine bedeutende Qualitätsminderung beobachtet.

In der Studie von CONOVER und POOLE (1986a) waren die *Ficus-benjamina*-Pflanzen größer, wurden in größeren Containern (20 cm) kultiviert, hatten über 50 % mehr Blätter und die Transportsimulation startete Ende September. Daher ist der eigene nur bedingt mit dem vorliegenden Versuch zu vergleichen. Dennoch lassen sich mögliche Ursachen für den geringen Blattverlust bei einer Transporttemperatur von 18 °C herleiten. Wahrscheinlich besteht neben der Jahreszeit, Transporttemperatur, Lichtintensität (siehe dazu A-Tab. 10), etc. auch ein Zusammenhang zwischen dem Wurzel-Trieb-Verhältnis und der Verschiffungsfähigkeit. Die eigenen *Ficus-benjamina*-Pflanzen, kultiviert in 12 cm-Töpfen, hatten am Ende der Akklimationsphase ein Trieb/Wurzel-Verhältnis von annähernd 2 (A-Tab. 15). Dieses Trieb/Wurzel-Verhältnis, bei insgesamt geringerer Blattmasse, könnte für einen guten Akklimationsstatus der *Ficus-benjamina*-Pflanzen sprechen, denn COLLARD *et al.* (1977) konnten nachweisen, dass mit zunehmender Akklimation das Trieb/Wurzel-Verhältnis ansteigt. Es ist möglich, dass bei den *Ficus benjamina* der vorliegenden Untersuchungen das Trieb/Wurzel-Verhältnis höher war und aufgrund der geringeren Wurzelmasse auch der Kohlenhydratverbrauch durch die Wurzelatmung niedriger ausfiel als bei CONOVER und POOLE (1986a). Außerdem könnte eine geringere Ethylenbildung beim Transport angesichts der kleineren Blattmasse eine Rolle gespielt haben (MACNISH *et al.* 2011).

Insgesamt hatten beide Pflanzenarten zum Zeitpunkt der simulierten Verschiffung vermutlich einen sehr guten Akklimationsstatus und ausreichend KH-Reserven zur Aufrechterhaltung des Stoffwechsels, sodass sie den Transport ohne wesentliche Blattverluste überstanden. Die Verschiffungsfähigkeit von Pflanzen verbesserte sich, wenn die Produktionszeit in die Herbst- oder Wintermonate, gekennzeichnet durch geringere Einstrahlung und Temperatur, verlegt wurde (CONOVER und POOLE 1983a). Die Pflanzen des eigenen Versuches wurden vor dem simulierten Transport von Oktober bis März kultiviert. Die Lichtintensitäten waren entsprechend niedrig, die Temperatur lag im Bereich von 20 °C. Überdies wurden *Ficus-benjamina*-Pflanzen

verwendet, die aus einer engstehenden Kultur stammten und entsprechend locker belaubt waren. Eine bereits erfolgte Akklimation durch Beschattung im Bestand am Herkunftsstandort ist anzunehmen. Bei *Chamaedorea elegans* wurden Jungpflanzen für den Versuch verwendet. Nach CONOVER und POOLE (1990) akklimatisieren sich Jungpflanzen schneller als ältere und dementsprechend größere Pflanzen.

Auch nach drei Monaten unter Innenraumbedingungen, welche vornehmlich durch geringe Strahlung ($24 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) und Luftfeuchte (30 %) geprägt waren, zeigten sich keine Qualitätsverluste an den Versuchspflanzen. Durch die Ergebnisse der KH-Analysen ist jedoch nachzuweisen, dass ein Kohlenhydratabbau im Innenraum erfolgte. Fraglich ist, ob und inwiefern ein weiterer Kohlenhydratabfall stattgefunden und wie sich dieser auf die äußere Qualität ausgewirkt hätte. Bei Lichtintensitäten, die unter den Lichtkompensationspunkt fallen, sind die vorhandenen Kohlenhydrate in Form von Reservestärke oder Zucker die Energiequelle, um den Stoffwechsel aufrecht zu erhalten. Bei Lichtmangel werden die KH-Reserven hauptsächlich für die Bildung neuer Triebe und Blätter genutzt (MYERS und KITAJIMA 2007). Insofern könnte die Photosynthesebilanz in den drei Monaten im Innenraum negativ gewesen sein und die Pflanzen nur aus den gespeicherten Reserven gezehrt haben, wofür der Trieb- bzw. Blattzuwachs bei gleichzeitig abnehmenden Stärkegehalten spricht. Ein anhaltender KH-Verlust, mittelfristig verbunden mit Wachstumsstopp und Qualitätsverlust, wären möglich. Andererseits könnte der Stoffwechsel infolge weiterer Akklimation gedrosselt worden sein, was zu einem geringeren KH-Bedarf und einer Stabilisierung des KH-Levels geführt hat und weswegen eine weitere KH-Abnahme nicht erfolgt ist (VENEKLAAS und DEN OUDEN 2005). Deshalb ist bei zukünftigen Untersuchungen eine Erfassung der KH-Gehalte bei gleichzeitiger Bonitur des Blattverlustes und Wachstums über einen längeren Zeitraum von mindestens sechs Monaten unter Innenraumbedingungen erforderlich.

5.3 Ergebnisse Versuch 2 (Saccharosedüngung)

Der Versuch zur Lichtakklimatisation zeigte, dass eine Reduzierung der Strahlungsintensitäten zu einer Senkung des Kohlenhydratgehaltes der Pflanzen führte. In diesem Zusammenhang waren speziell in den lichtärmeren Phasen Blatt- bzw. Wedelverluste zu beobachten. Vor diesem Hintergrund wurde ein weiterer Versuch angelegt, bei dem der Einfluss einer Beimengung von Saccharose zur flüssigen Düngung auf die Pflanzen geprüft werden sollte. Dazu wurden physiologische und morphologische Parameter betrachtet. Die Dauer der Zuckergaben belief sich auf acht Monate.

5.3.1 Kohlenhydratgehalte bei *Ficus benjamina*

Mit der Saccharosedüngung wurde in der Akklimatisationsphase begonnen. Die Konzentration der Zuckerlösung lag anfangs bei $7,5 \text{ g l}^{-1}$, ab Regenerationsphase bei 10 g l^{-1} . Abbildung 40 stellt den prozentualen Gesamtkohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina* am Ende der jeweiligen Versuchsphasen dar.

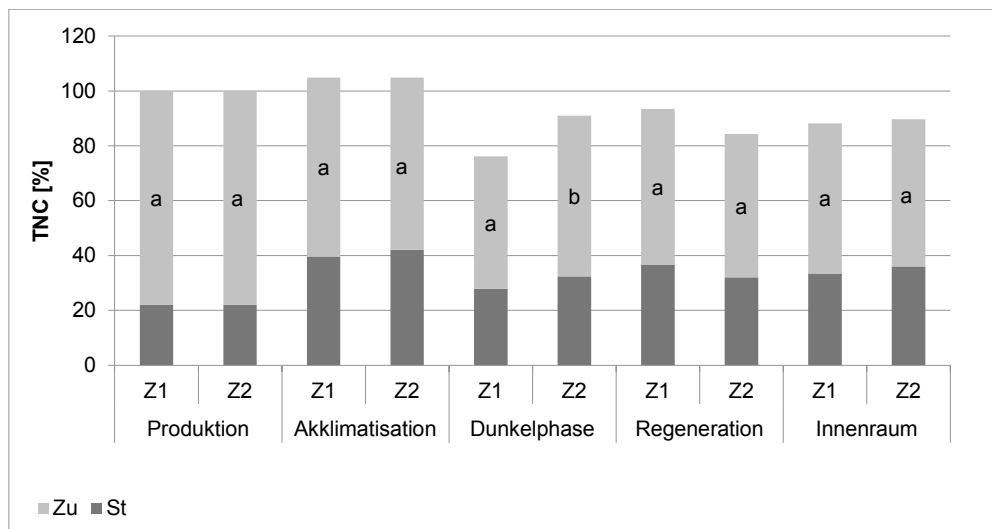


Abb. 40: Prozentuale Gesamtkohlenhydratgehalte (TNC) in Relation zum Ausgangswert bei *Ficus benjamina* zum Ende der jeweiligen Versuchsphasen; unterschiedliche Buchstaben in den Phasen zeigen signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

100 % entsprechen $212,82 \text{ mg/g TM}$ (ohne Zucker, Z1) und $211,23 \text{ mg/g TM}$ (Saccharosevariante, Z2), wovon $164,95 \text{ mg/g TM}$ und $164,50 \text{ mg/g TM}$ auf den

Zuckeranteil und 47,87 mg/g TM sowie 46,72 mg/g TM auf den Stärkeanteil fielen. In der Akklimatisationsphase fand bei beiden Prüfliegern eine Akkumulation von Stärke statt (Z1: 75,07 %, Z2: 90,28 %). Parallel dazu sanken die Zuckergehalte bei den Kontroll-Pflanzen um 16,5 % und bei den mit Saccharose gedüngten Pflanzen um 19,6 %. Insgesamt stiegen die Gesamtkohlenhydratgehalte in dieser Phase an. Während der Dunkelphase fielen die Gehalte wieder. Die Verluste waren bei der Saccharose-Variante weniger ausgeprägt, sodass die Pflanzen einen signifikant höheren KH-Gehalt aufwiesen. Im weiteren Verlauf des Versuches glichen sich die KH-Gehalte beider Varianten wieder an und blieben relativ stabil.

In Abb. 41 sind die Zuckergehalte aufgeschlüsselt nach den einzelnen Pflanzenorganen dargestellt. Insgesamt zeigten sich zu den jeweiligen Beprobungszeitpunkten keine wesentlichen Unterschiede zwischen den Prüfliegern. Der höhere Kohlenhydratgehalt der Saccharosevariante nach der Dunkelphase war allerdings auf einen signifikant höheren Zuckergehalt in der Wurzel zurückzuführen.

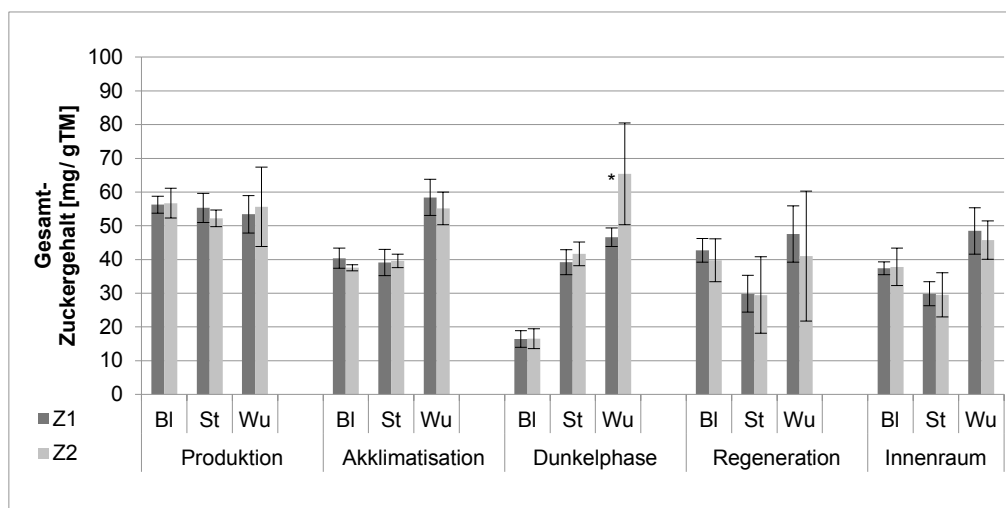


Abb. 41: Gehalte der analysierten löslichen Zucker in Blatt, Stamm und Wurzel bei *Ficus benjamina* zu den einzelnen Beprobungszeitpunkten; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Die Analyse der einzelnen Zuckerfraktionen bestätigte die Ergebnisse aus dem ersten Versuch. Von den analysierten Zuckern ist Saccharose die bedeutendste Art (Abb. 42). Wesentliche Unterschiede zwischen den Prüfliegern traten nicht auf. Der nach der Dunkelphase höhere Zuckergehalt in der Wurzel ist keiner bestimmten Zuckerart zuzuordnen. Zu den späteren Beprobungszeitpunkten lagen die Saccharose- und

Glucosegehalte der Pflanzen mit Saccharosedüngung entweder unterhalb der Kontrollpflanzen oder waren gleich hoch.

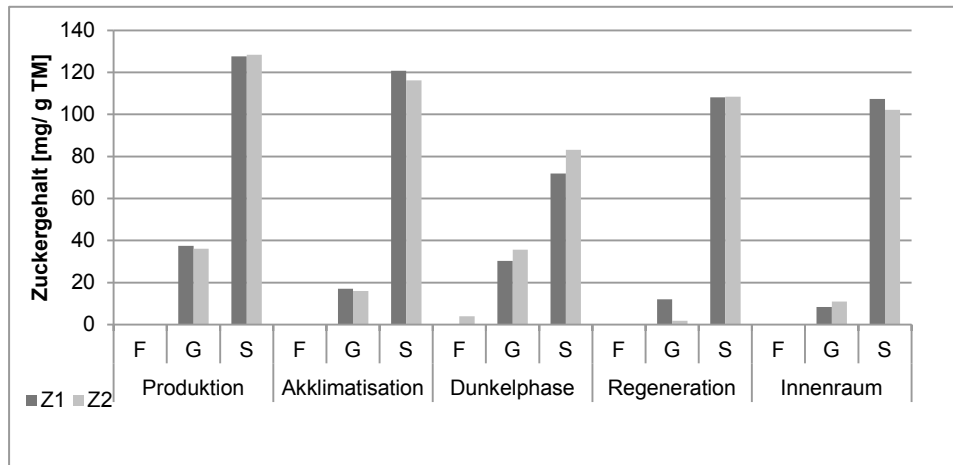


Abb. 42: Fructose- (F), Glucose- (G) und Saccharosegehalt (S) von *Ficus benjamina* am Ende der jeweiligen Versuchsphasen; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

5.3.2 Pflanzenwachstum und Vitalität bei *Ficus benjamina*

5.3.2.1 Trockenmasse

Blatt, Stamm und Wurzel wiesen unterschiedliche Trockenmassen auf (Abb. 43). Den größten Anteil an der Trockenmasse hatten die Blätter, gefolgt von Stamm und Wurzel mit dem geringsten Anteil. Wurden die Pflanzen mit Saccharose gedüngt, stieg der Trockenmassegehalt gegenüber der Kontrolle leicht an, unterschied sich jedoch nicht signifikant. Tendenziell erreichten die Pflanzen mit Saccharosedüngung eine höhere Wurzelmasse.

Der Zuwachs des Trockengewichtes von *Ficus benjamina* wird in Abb. 44 gruppiert nach den Pflanzenorganen Blatt, Stamm und Wurzel dargestellt. Beim Stamm erfolgte mit nahezu 3 g der größte Zuwachs vom Zeitpunkt der ersten bis zur letzten Beprobung. Blatt und Wurzel nahmen im Bereich von 2 g an Gewicht zu. Wurden die Pflanzen mit Saccharose gedüngt, stieg der Wurzelmassezuwachs gegenüber den Kontrollpflanzen um 25,71 %. Die Entwicklung Stammmasse wurde jedoch im Vergleich zu den Kontrollpflanzen etwas gebremst.

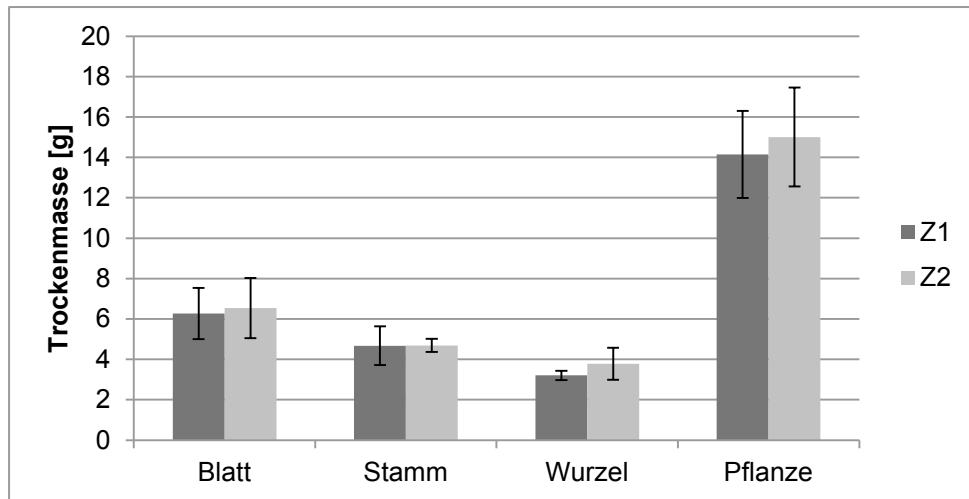


Abb. 43: Trockenmasse von Blatt, Stamm und Wurzel bei *Ficus benjamina* mit Saccharosedüngung (Z2) im Vergleich zur Kontrolle (Z1); Beprobung am Ende der Innenraumphase.

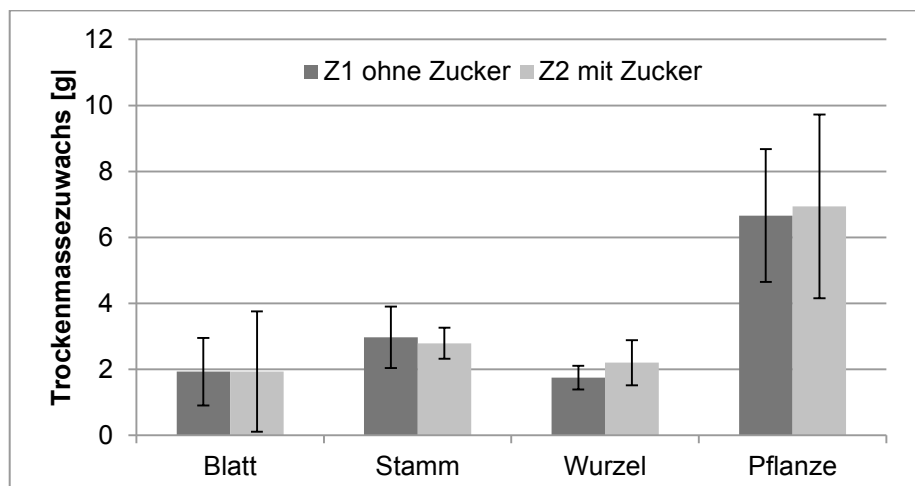


Abb. 44: Trockenmassezuwachs bei *Ficus benjamina* mit Saccharosedüngung (Z2) im Vergleich zur Kontrolle (Z1), Zeitraum: Ende Produktions- bis Ende Innenraumphase.

Wie in den vorherigen Abbildungen aufgezeigt, hatten die Pflanzen mit Saccharosedüngung etwas mehr Wurzelmasse gebildet. Abbildungen 45 und 46 zeigen den Wurzelzustand der Versuchsglieder zum Zeitpunkt der letzten Probenahme. Das linke Foto repräsentiert die Kontroll- und das rechte Foto die Saccharosevariante mit jeweils zwei typischen Wurzeln. Auf den Bildern sind die Speicherwurzeln von *Ficus benjamina* mit den davon abgehenden feineren Seitenwurzeln zu erkennen. Das Wurzelsystem der Zuckerpflanzen war besser ausgebildet und wirkte durch einen höheren Speicherwurzelanteil dichter und kräftiger. Es wurden keine untypischen

Verfärbungen oder Abbauprozesse infolge von Sauerstoffmangel, wie z. B. durch gesteigerte Aktivität von Bodenorganismen, oder Fäulnis beobachtet.



Abb. 45: Wurzelzustand von *Ficus benjamina* (Kontrolle) zu Versuchsende.



Abb. 46: Wurzelzustand von *Ficus benjamina* (Saccharosedüngung) zu Versuchsende.

Es wurde vermutet, dass die Reservekohlenhydrate überwiegend in den Wurzeln eingelagert werden. Anhand des Stärkegehaltes der Pflanze war ein schwach linearer positiver Trend mit Zunahme der Wurzeltrockenmasse ablesbar (Abb. 47). Für die Analysen wurden Einzelwerte der Pflanzen zu den fünf Beprobungszeitpunkten herangezogen. Eine Analyse mit Mittelwerten der einzelnen Zeitpunkte ergab ein Bestimmtheitsmaß von 0,44.

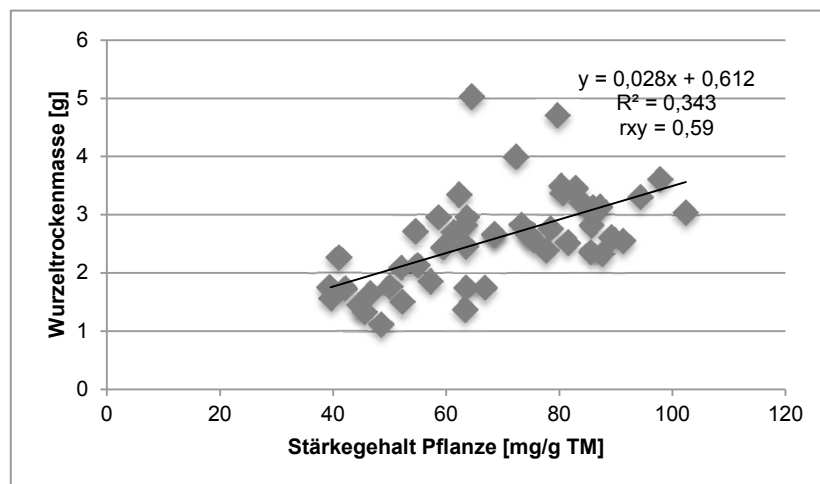


Abb. 47: Stärkegehalt der Pflanze in Abhängigkeit von der Wurzeltrockenmasse bei *Ficus benjamina* (n = 50).

5.3.2.2 Trockensubstanzgehalt

Der Trockensubstanzgehalt von *Ficus benjamina* zeigte im Versuchsverlauf bei beiden Düngungsvarianten tendenziell eine positive Zunahme. Nach der zweiwöchigen simulierten Verschiffung fiel der TS-Gehalt der Pflanzen vergleichsweise hoch aus (A-Tab. 23). Die Aufschlüsselung in die einzelnen Pflanzenteile offenbarte, dass der TS-Gehalt während dieser Phase bei allen drei Organen angestiegen war. Der TS-Anstieg war bei der Wurzel mit 4,5 % am höchsten, beim Blatt und Stamm stieg er im Vergleich zur Akklimatisationsphase um etwa 2,5 % an, wobei die Werte der Zuckerpflanzen etwas über denen der Kontrollpflanzen lagen.

Abbildung 48 stellt die TS-Gehalte beider Düngungsvarianten von *Ficus benjamina* am Ende der Innenraumphase dar. Beim Stammgewebe, das zu allen Zeitpunkten die höchste Trockenmasse hatte, wurde auch der höchste Trockensubstanzgehalt mit annähernd 35 % ermittelt. Es zeigte sich, dass die Wurzeln den niedrigsten TS-Gehalt aufwiesen und somit das meiste Wasser enthielten. Insgesamt war der Einfluss der Zuckerdüngung auf den TS-Gehalt lediglich gering ausgeprägt. Beim Blatt trat durch die Saccharosegaben eine Verringerung des TS-Gehaltes um 2,78 % gegenüber der Kontrollvariante ein. Aufgrund der großen Streuung ist der Unterschied zwischen den Varianten nicht gesichert.

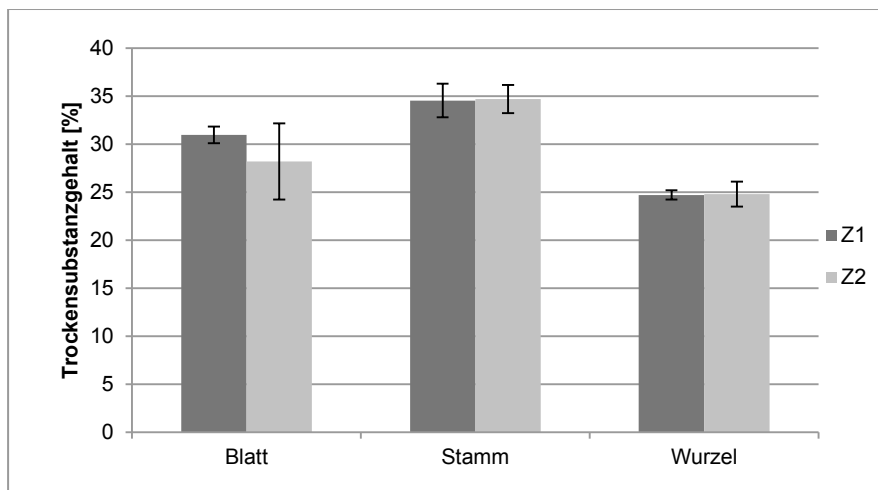


Abb. 48: Trockensubstanzgehalt von Blatt, Stamm und Wurzel bei *Ficus benjamina* nach der dreimonatigen Innenraumphase (Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung).

5.3.2.3 Vitalität

Es wurde der Einfluss der zusätzlichen Saccharosedüngung auf den Blattzuwachs und -verlust im Vergleich zur Standarddüngung bei *Ficus benjamina* untersucht. Abbildung 49 liefert die Ergebnisse der Bonituren, die am Ende der Versuchsphasen erfolgten.

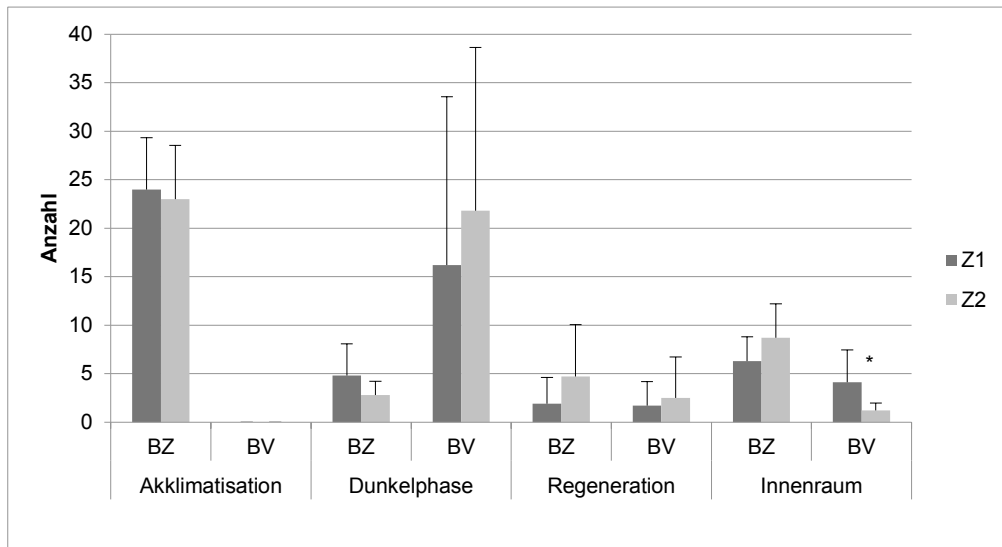


Abb. 49: Blattneubildung (BZ) bzw. -verlust (BV) bei *Ficus benjamina* (Z1 = Kontrolle/ohne Zucker, Z2 = Zuckerdüngung); *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).

Durch die Dunkelphase verloren die *Ficus*-Pflanzen beider Varianten größere Mengen Blätter (Z1 = 16,2; Z2 = 21,8), wobei das Ausmaß stark streute. Ein Blattzuwachs, welcher bei den Kontrollpflanzen tendenziell höher ausfiel, konnte in dieser Phase ebenfalls beobachtet werden. Insgesamt war der Qualitätszustand nach dem Transport mäßig und wurde mit 3,7 (Z1) und 3,55 (Z2) bewertet (Abb. 50 und 51).

Insgesamt wurde der größte Blattzuwachs in der Akklimatisationsphase erreicht (≥ 22 Blätter bei Z1 und Z2), Blattverluste waren dabei nicht zu beobachten. In der Regenerationsphase bildeten die Pflanzen etwas mehr neue Blätter (+2,5), wenn sie eine Saccharosedüngung erhielten. Während der dreimonatigen Innenraumphase verloren die Kontrollpflanzen signifikant mehr Blätter bei gleichzeitig vermindertem Blattzuwachs. Der Verlust war mit annähernd fünf Blättern als gering einzustufen. Zu Versuchsende belief sich die Blattanzahl bei Z1 auf 63,9 und bei Z2 auf 62,7 Stück. Bei beiden Varianten wurde am Ende der Innenraumphase ein Ausfall verzeichnet, es konnte jedoch insgesamt ein guter Vitalitätszustand der Pflanzen festgestellt werden, sodass beide Varianten bei der Bewertung des Gesamteindrucks 4,5 von 5 möglichen Punkten

erhielten (Abb. 52 und 53). Die Pflanzen mit Saccharosedüngung schienen einen intensiveren Blattglanz aufzuweisen, was jedoch nicht durch Messungen überprüft wurde.



Abb. 50: Zustand von *Ficus benjamina* (Kontrolle/ohne Zucker) nach dem Transport (Dunkelphase), Oktober 2010.



Abb. 51: Zustand *Ficus benjamina* (Saccharosedüngung) nach dem Transport (Dunkelphase), Oktober 2010.



Abb. 52: Zustand *Ficus benjamina* (Kontrolle) nach der Innenraumphase (April 2011).



Abb. 53: Zustand *Ficus benjamina* (Saccharosedüngung) nach der Innenraumphase (April 2011).

5.3.2.4 Triebmorphologie

Obwohl die Pflanzen den gleichen Strahlungsbedingungen ausgesetzt waren, erfolgte die Erfassung einiger morphologischer Parameter, um eventuelle Einflüsse der Saccharosedüngung auf Trieb- und Blattwachstum festhalten zu können. Zu jeder Bonitur wurden immer die zuletzt voll entwickelten Blätter in Länge und Breite vermessen. Die kleinsten Blätter entwickelten sich in der Akklimatisationsphase, wobei die Pflanzen mit Saccharosedüngung etwas längere, aber schmalere Blätter gebildet hatten (Tab. 16). Am Ende der Regenerationsphase wiesen die Kontrollpflanzen größere Blätter auf. Während der Innenraumphase glichen sich die Blattgrößen beider Varianten wieder an, wobei die Blätter in der Saccharosevariante tendenziell länger und breiter waren. Die Kulturbedingungen in dieser Phase führten insgesamt zu den größten Blättern. Bei den Internodienlängen zeigten sich keine wesentlichen Unterschiede zwischen den Versuchsvarianten. Die Pflanzen bildeten in der Innenraumphase die größten Blätter, jedoch kürzere Internodien als in der Produktions- und Innenraumphase.

Tab. 16: Vergleich der Triebmorphologie bei unterschiedlicher Düngung bei *Ficus benjamina* (Z1 = Standarddüngung, Z2 = Zuckerdüngung); *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), BL = Blattlänge, BB = Blattbreite, IL = Internodienlänge.

[cm]	Produktion			Akklimatisation			Regeneration			Innenraum		
Parameter	BL	BB	IL	BL	BB	IL	BL	BB	IL	BL	BB	IL
Z1	6,99	3,05	2,85	6,38	2,80	2,64	6,83	3,13	0,97	8,20	3,55	1,83
Z2	6,92	3,01	2,58	6,47	2,62	2,69	5,80	2,52	1,16	8,53	3,79	1,82
StabwZ1	0,43	0,09	0,22	0,76	0,45	0,74	0,76	0,65	0,21	0,74	0,39	0,43
StabwZ2	0,71	0,34	0,39	0,51	0,34	0,48	1,36	0,73	0,63	0,76	0,37	0,35
t-Test	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	*	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.	n. s.

5.3.3 CO₂-Bilanz bei *Ficus benjamina*

Die Messungen der Kohlenstoffdioxidaufnahme bzw. -abgabe der Pflanzen, welche während der Innenraumphase durchgeführt wurden, sollten Hinweise zur Photosyntheseaktivität und Atmungsintensität der beiden Behandlungsmethoden liefern. In der folgenden Abb. 54 wurde die mittlere CO₂-Zunahme und -Abnahme je Quadratmeter Blattfläche und Sekunde bei differenten Strahlungsintensitäten aufgetragen. Bei völliger Dunkelheit stieg die CO₂-Konzentration in der Küvette

innerhalb der 30-minütigen Messdauer bei den Kontroll- und Zuckerpflanzen stetig an. Die mittlere CO₂-Bilanz lag folglich im negativen Bereich (Kontrolle: -0,053 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, ohne Zucker: -0,067 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). Als die Pflanzen einer Strahlungsintensität von nahezu 27 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ausgesetzt wurden, zeigte sich zwischen den Varianten ein statistisch gesicherter Unterschied. Die Kontrollpflanzen wiesen eine positive CO₂-Bilanz auf, während bei den zuckergedüngten Pflanzen keine Reduzierung der CO₂-Konzentration in der Küvette erfolgte. Erst bei einer Strahlungsintensität von 44,6 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ wiesen auch die Pflanzen mit Saccharosedüngung eine positive CO₂-Bilanz auf.

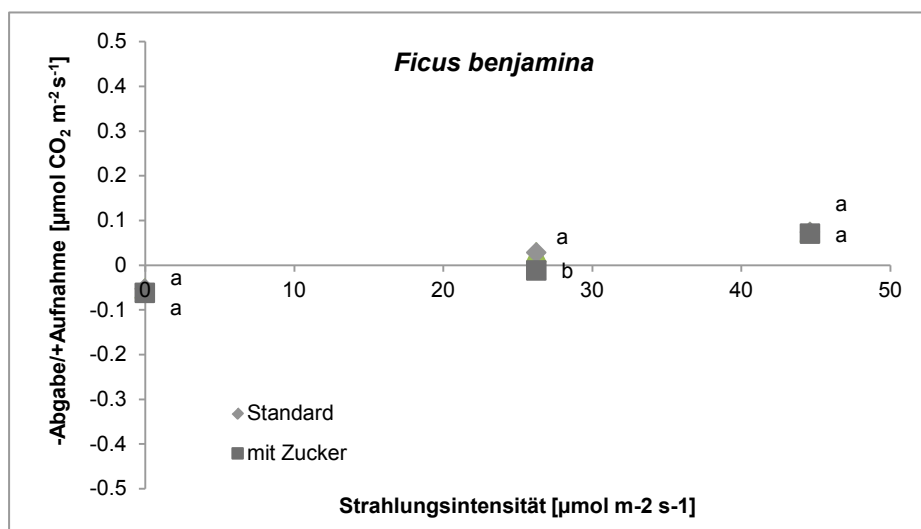


Abb. 54: CO₂-Bilanz (negative Werte = Abgabe; positive Werte = Aufnahme) nach 30 Minuten Messzeit bei *Ficus benjamina* bei unterschiedlichen Strahlungsintensitäten; gemessen während der Innenraumphase, signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$) durch unterschiedliche Buchstaben gekennzeichnet.

5.3.4 Kohlenhydratgehalte bei *Chamaedorea elegans*

Am Ende der Produktionsphase, welche Anfang August 2010 endete, belief sich der Gesamtkohlenhydratgehalt bei *Chamaedorea elegans* auf etwa 360 mg/g TM. Im Versuchsverlauf fand ein tendenzieller Abbau der Kohlenhydratgehalte statt. Insbesondere während der Lichtakklimatisation und der Dunkelphase wurden Stärke und Zucker verbraucht (Abb. 55).

Der TNC-Gehalt lag bei der Zuckervariante zum Beprobungszeitpunkt der Akklimatisation signifikant über dem der Kontrollvariante, was auf den höheren

Stärkeanteil zurückzuführen war. Während der Dunkelphase waren die KH-Verluste bei den Pflanzen mit Saccharosedüngung höher als bei den Kontrollpflanzen, sodass beide Varianten zu Beginn der Regenerationsphase knapp 50 % (Z1 = 188,53 mg/g TM, Z2 = 198,58 mg/g TM) unter den Ausgangswerten lagen. Die Regenerationsphase führte zu einem Anstieg des KH-Gehaltes, hierbei insbesondere Stärke. Der Stärkegehalt von Kontroll- und Zuckerpflanzen unterschied sich zu diesem Zeitpunkt signifikant (Z1: 116,64 mg/ g TM; Z2: 129,10 mg/ g TM). Am Ende der Innenraumphase war der TNC-Gehalt bei der Zuckervariante im Vergleich zur Regenerationsphase leicht gesunken. Bei den Zuckerpflanzen war hingegen ein Anstieg zu verzeichnen, so dass dieser signifikant über dem der Kontrollpflanzen lag (Z1 = 250,21 mg/g TM, Z2 = 276,72 mg/g TM). Es zeigte sich beim Vergleich zur vorherigen Phase, dass bei den Kontrollpflanzen der Zuckeranteil erhöht und der Stärkeanteil reduziert war. Bei den Pflanzen, die eine Saccharosedüngung erhielten, stiegen während der Innenraumphase jedoch sowohl der Stärke-, als auch der Zuckergehalt an.

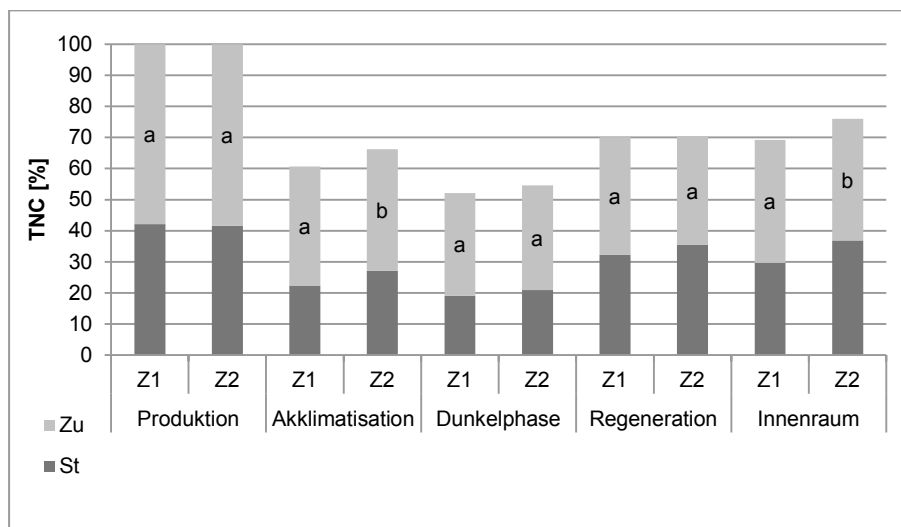


Abb. 55: Veränderung der TNC-Gehalte von *Chamaedorea elegans* aufgeschlüsselt nach Stärke- (St) und Zuckeranteil (Zu) am Ende der einzelnen Versuchsphasen in Relation zum Ausgangswert (Produktion); Z1 = ohne Saccharosedüngung, Z2 = mit Saccharosedüngung; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede nach t-Test nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).

Die Zuckergehalte der einzelnen Pflanzenorgane unterschieden sich zum jeweiligen Beprobungszeitpunkt nur unwesentlich zwischen den Varianten.

Die Analyse der einzelnen Zuckerfraktionen konnte ebenfalls keine bedeutenden Unterschiede zwischen Kontrolle und Zuckervariante aufdecken. Der höchste Glucose- und Saccharosegehalt wurde am Ende der Produktionsphase ermittelt. Fructose war nur nach der Akklimatisationsphase nachzuweisen. Insgesamt hielt sich der Gehalt der einzelnen Zuckerarten im Laufe des Versuches relativ stabil.

5.3.5 Pflanzenwachstum und Vitalität bei *Chamaedorea elegans*

5.3.5.1 Trockenmasse

In Abb. 56 werden die Trockenmassenentwicklungen beider Versuchsvarianten im Versuchsverlauf gegenübergestellt. Es lässt sich folgern, dass in der Innenraumphase der größte Massezuwachs und in der Regenerationsphase der größte Masseverlust auftrat. Mit 1,47 g fiel der Massezuwachs bei den Kontrollpflanzen innerhalb der 8-monatigen Versuchslaufzeit geringer aus als bei den Pflanzen mit Saccharosedüngung, bei denen sich die Trockenmasse um 2,76 g erhöhte. Bei beiden Versuchsvarianten nahmen die Pflanzen in der Akklimatisationsphase um ca. 40 % an Masse zu. Während der Regenerationsphase wurde jedoch ein Trockenmasseverlust von 26,42 % (Z1) und 16,74 % (Z2) ermittelt. Diesen Verlust konnten die Pflanzen während der Innenraumphase wieder ausgleichen. Der Massegewinn in den drei Monaten der Innenraumphase lag bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung bei 85,57 %, d.h. 54,67 % über dem Zuwachs der Kontrollpflanzen. Die Trockenmassen lagen zum Versuchsende bei den Kontrollpflanzen bei 4,02 g und bei den saccharosegedüngten Pflanzen bei 5,40 g. Von der gesamten Pflanzentrockenmasse hatte das Stammgewebe den größten Anteil, gefolgt von Blatt und Wurzel (Abb. 57). Die Werte der Einzelpflanzen streuten besonders stark, es konnte deshalb kein statistischer Unterschied zwischen den Varianten bestätigt werden.

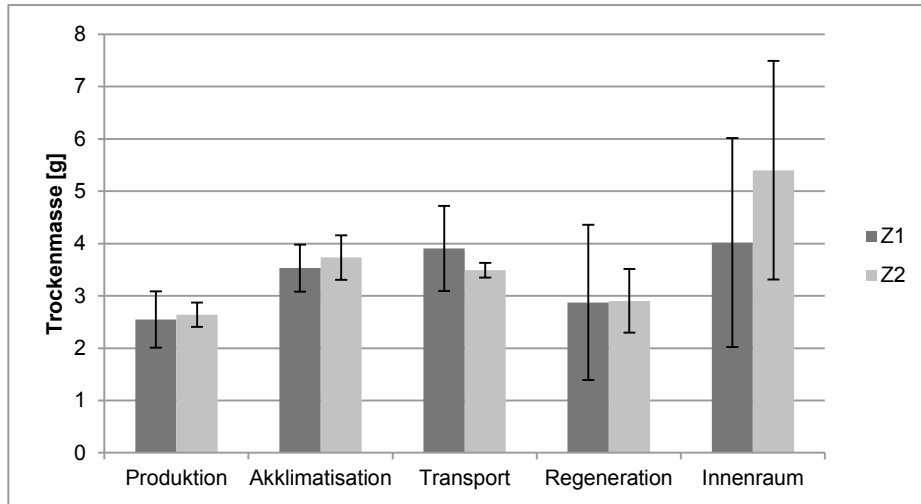


Abb. 56: Vergleich der Trockenmasseentwicklung von *Chamaedorea elegans* mit (Z2) und ohne Saccharosedüngung (Z1).

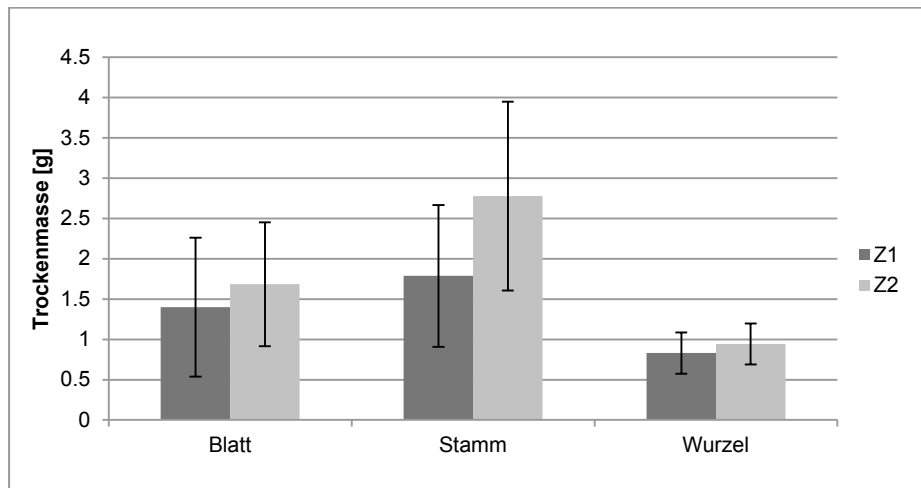


Abb. 57: Trockenmassen von Blatt, Stamm und Wurzel von *Chamaedorea elegans* ohne (Z1) und mit Saccharosedüngung (Z2) am Ende der dreimonatigen Innenraumphase.

5.3.5.2 Trockensubstanzgehalt

Die Entwicklung der TS-Gehalte der Pflanzen über den Zeitraum des 8-monatigen Versuches wird in Abb. 58 dargestellt. Durch die einzelnen Versuchsphasen wurde der TS-Gehalt deutlich beeinflusst, die Auswirkungen fielen bei den Versuchsvarianten unterschiedlich stark aus. In der Akklimatisationsphase sank die Strahlungsintensität, was zu einer deutlichen Abnahme des TS-Gehaltes um 4,8 % bei den Kontrollpflanzen und 3,1 % bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung führte. Der vorhandene Unterschied konnte statistisch abgesichert werden. Es bleibt festzuhalten, dass der TS-Gehalt der

Kontrollpflanzen zwischen den Phasen etwas stärker schwankte und nach der Dunkel- sowie Innenraumphase tendenziell höher sowie nach der Regenerationsphase etwas niedriger war als bei den zuckergedüngten Pflanzen. Den höchsten TS-Gehalt wiesen die Pflanzen beider Varianten nach der simulierten Verschiffung auf.

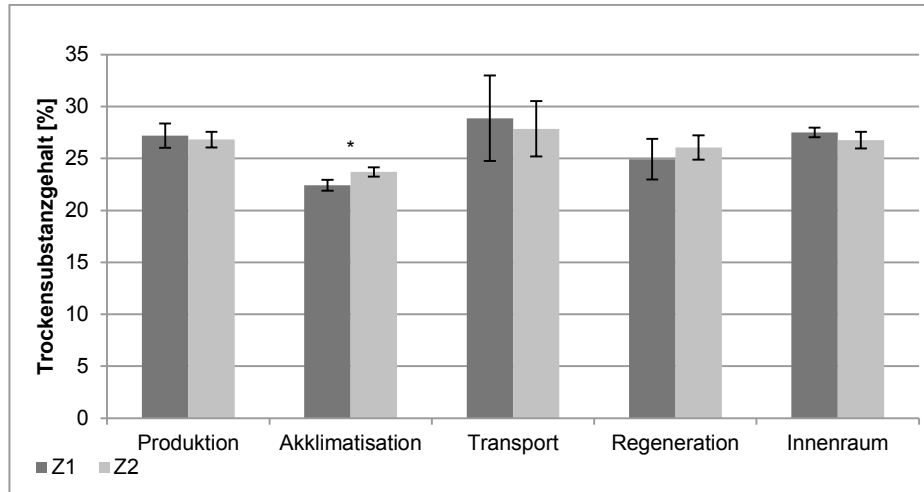


Abb. 58: Trockensubstanzgehalt bei *Chamaedorea elegans* im Verlauf der einzelnen Versuchsphasen (Saccharosedüngung = Z2, Kontrolle = Z1); *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$).

Die Betrachtung der einzelnen Pflanzenorgane zeigte, dass das Blatt zu allen Zeitpunkten den höchsten Trockensubstanzgehalt aufwies. In lichtärmeren Phasen waren die TS-Gehalte von Stamm und Wurzel ähnlich hoch; stieg das Strahlungsangebot, so konnte auch eine Steigerung des Stamm-TS-Gehaltes beobachtet werden, sodass zu diesen Zeitpunkten von allen drei Organen die Wurzel über den geringsten TS-Gehalt verfügte. Am Ende der Akklimatisationsphase war der Wurzel-TS-Gehalt bei beiden Versuchsvarianten am geringsten, wobei der TS-Gehalt der Kontrollpflanzen signifikant unter dem der Zuckerpflanzen lag. Der höchste Wurzel-TS-Gehalt wurde nach der Dunkelphase ermittelt.

Tendenziell war der TS-Gehalt der Kontrolle am Ende der Innenraumphase gegenüber der Zuckervariante erhöht. Die Auswertung der einzelnen Pflanzenorgane zu diesem Zeitpunkt dokumentierte, dass die Pflanzen mit Zuckerdüngung einen signifikant niedrigeren Blatt-TS hatten (Abb. 59). Weitere Unterschiede konnten nicht nachgewiesen werden. Die Kontrollpflanzen hatten jedoch einen tendenziell höheren Stamm-TS-Gehalt, der TS-Gehalt der Wurzel war hingegen geringer als bei der Zucker-Variante.

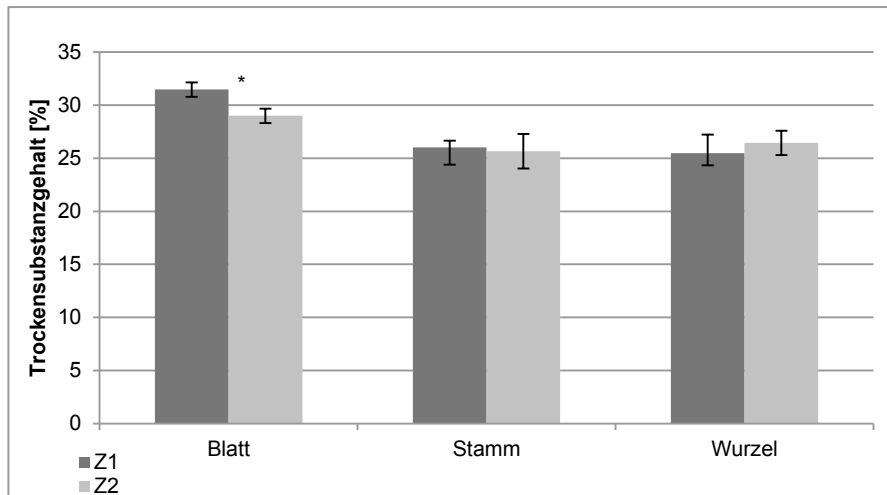


Abb. 59: Trockensubstanzgehalt von Blatt, Stamm und Wurzel bei *Chamaedorea elegans*. Beprobung nach dreimonatiger Innenraumphase; *signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

5.3.5.3 Vitalität bei *Chamaedorea elegans*

Der stärkste Wedelzuwachs erfolgte in der Akklimatisationsphase. Mit Saccharose gedüngte Pflanzen bildeten im Mittel einen Wedel mehr als die Kontrollpflanzen und die Wedelverluste fielen äußerst gering aus (Abb. 60). Die simulierte Verschiffung verursachte bei *Chamaedorea elegans* beider Versuchsvarianten nachhaltige Qualitätseinbußen, welche sich durch einen deutlichen Wedelverlust äußerten. Die Zuckerpflanzen verloren dabei 35 % und die Kontrollpflanzen 56 % ihrer Wedel. Auch in der Regenerationsphase traten Wedelverluste auf, es erfolgte jedoch kaum ein Zuwachs. Zum Ende der Innenraumphase nahm die Bildung von neuen Wedeln zu, sodass bei der Abschlussbonitur ebenfalls Neuaustriebe erfasst wurden. Dabei unterschieden sich die Versuchsvarianten signifikant. Die Pflanzen mit Saccharosedüngung hatten mehr Neuaustriebe als die Kontrollpflanzen gebildet.

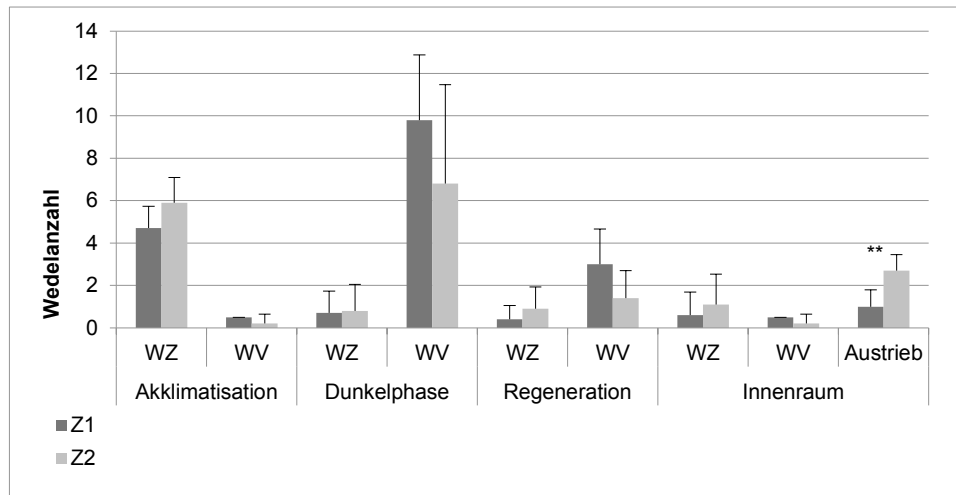


Abb. 60: Wedelneubildung (WZ) bzw. -verlust (WV) und Neuaustrieb bei *Chamaedorea elegans*; **signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,01$, $n = 5$), Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Am Ende der Akklimatisationsphase wurde bei beiden Versuchsvarianten die Vitalitätsstufe 4,3 vergeben. Die simulierte Verschiffung beeinträchtigte die Vitalität der Pflanzen enorm. Bei den Kontrollpflanzen verschlechterte sich der Vitalitätszustand weiter während der Regenerationsphase und verbesserte sich bis zum Versuchende kaum (Abb. 61 und 62). Bei den mit Saccharose gedüngten Bergpalmen konnte eine bessere Vitalität beobachtet werden. Die Pflanzen zeichneten sich durch weniger starke Qualitätsverluste aus und konnten diese in der Regenerations- und Innenraumphase durch die höhere Anzahl neu gebildeter Wedel und Neuaustrieb besser ausgleichen (Abb. 63 und 64).

Am Ende der Innenraumphase waren 70 % der Kontrollpflanzen sowie 40 % der ‚Zuckerpflanzen‘ abgestorben oder abgängig (Vitalitätsstufen 1 bis 2). Die anderen 60 % sowie 30 % der Pflanzen waren sehr bis leicht geschwächt (Stufe 3 bis 4), wobei der größere Anteil der Pflanzen mit Saccharosedüngung einen besseren Zustand zeigte. Aufgrund der ausgefallenen und partiell stark geschädigten Pflanzen ergab die Abschlussbonitur bei den ‚Zuckerpflanzen‘ im Mittel die Vitalitäts- bzw. Qualitätsstufe 2,9 von 5 möglichen und 2,0 bei den Kontrollpflanzen. Die Berechnung der Vitalitätsstufen mittels Median ($Z1 = 2$; $Z2 = 3,5$) scheint jedoch die realistischeren Werte zu liefern.



Abb. 61: Vitalitätszustand von *Chamaedorea elegans* (Kontrolle/ohne Zucker) am Ende der Regenerationsphase.



Abb. 62: Vitalitätszustand von *Chamaedorea elegans* (Saccharosedüngung) am Ende der Regenerationsphase.



Abb. 63: Vitalitätszustand von *Chamaedorea elegans* (Kontrolle/ohne Zucker) am Ende der Innenraumphase.



Abb. 64: Vitalitätszustand von *Chamaedorea elegans* (Saccharosedüngung) am Ende der Innenraumphase; Pfeile kennzeichnen Neuaustrieb.

5.3.6 CO₂-Bilanz bei *Chamaedorea elegans*

Auch bei *Chamaedorea elegans* wurden während der Innenraumphase Küvetten-Messungen zur Kohlenstoffdioxidbilanz durchgeführt. Mit Saccharose gedüngte Pflanzen wiesen eine wesentlich höhere CO₂-Abgabe auf. Bei einer Strahlungsintensität von $26,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ sogar tendenziell mehr als bei Dunkelheit (Abb. 65). Eine CO₂-Aufnahme war bei keiner Strahlungsintensität messbar. Nettophotosynthese bzw. eine positive CO₂-Bilanz wurde nur bei den Pflanzen der Kontrollvariante bei $26,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ erreicht.

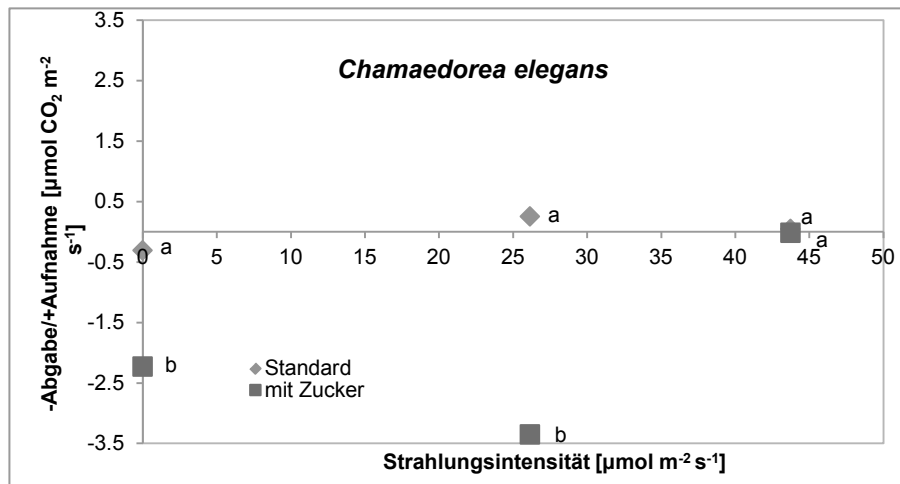


Abb. 65: CO_2 -Bilanz (negative Werte = Abgabe; positive Werte = Aufnahme) nach 30 Minuten Messzeit bei *Chamaedorea elegans* bei unterschiedlichen Strahlungsintensitäten; gemessen während der Innenraumphase, signifikante Unterschiede nach t-test ($p \leq 0,05$, $n = 5$) durch unterschiedliche Buchstaben gekennzeichnet.

Abb. 66 soll den Unterschied bei der Entwicklung des CO_2 -Gehaltes zwischen beiden Versuchsvarianten bei einer Strahlungsintensität von $26,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ veranschaulichen. Während bei der Zuckervariante die CO_2 -Konzentration in der Küvette von anfänglich $600 \mu\text{mol mol}^{-1}$ innerhalb einer halben Stunde auf nahezu $1\,000 \mu\text{mol mol}^{-1}$ stetig anstieg, sank die Konzentration bei der Kontrollvariante auf annähernd $500 \mu\text{mol mol}^{-1}$.

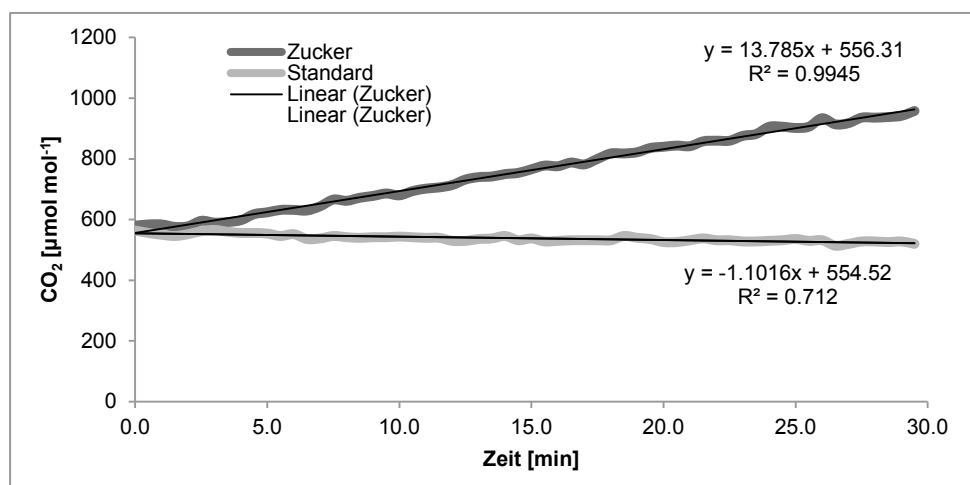


Abb. 66: Mittlere CO_2 -Entwicklung in der Küvette bei *Chamaedorea elegans* innerhalb von 30 Minuten bei Kontrolle/ohne Zucker (Z1) und Zuckerdüngung (Z2); gemessen bei einer Strahlungsintensität von $26,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, $n = 5$.

5.3.7 CO₂-Abgabe Substrat

Bei den Ergebnissen zur CO₂-Aufnahme und -Abgabe der zuckergedüngten Pflanzen fiel der CO₂-Anstieg in der Küvette besonders hoch aus. Da die Substratballen der Pflanzen während der Datenerfassung in Alufolie eingewickelt wurden, kam die Vermutung auf, dass die Abdichtung nicht ausreichte. Infolgedessen wurden nach Abtrennung der oberirdischen Pflanzenteile von der Wurzel nochmals Messungen mit in Alufolie eingewickelten Ballen (mit vorhandener Wurzel) durchgeführt. Die Ergebnisse sind in Abb. 67 visualisiert. Es wurden keine wesentlichen Unterschiede zwischen der Zucker- und der Kontrollvariante bei der CO₂-Abgabe des Substratballens nachgewiesen.

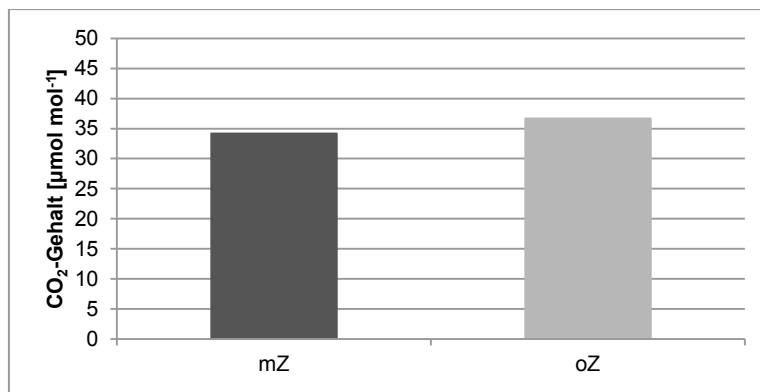


Abb. 67: CO₂-Abgabe der in Alufolie eingewickelten Substratballen, mZ = mit Zucker, oZ = ohne Zucker, n = 3.

Zusätzlich zu den zuvor beschriebenen Messungen wurde die CO₂-Abgabe des Substratballens gemessen, indem die Messsonde unter die Folie gesteckt wurde. Bei der Zuckervariante war eine um etwa 30 % höhere CO₂-Abgabe festzustellen (Abb. 68).

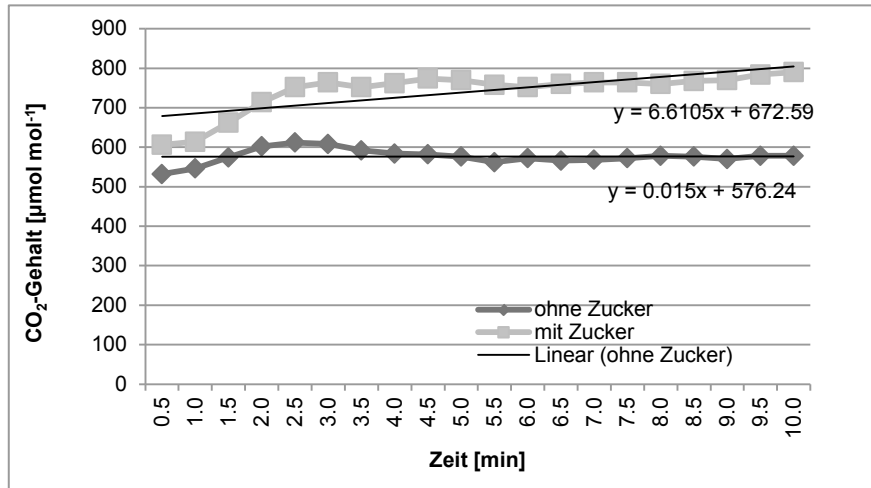


Abb. 68: CO₂-Abgabe Substratballen innerhalb von 10 min.; gemessen bei *Ficus benjamina*-Ballen, n = 6

5.3.8 Substratanalysen

Neben den Pflanzenanalysen wurde geprüft, wie sich die Zuckergaben auf den pH-Wert und den Salzgehalt im Substrat auswirken. Die Untersuchungsergebnisse finden sich in Tab. 17 aggregiert. Die pH-Werte aller untersuchten Substrate lagen im sauren Bereich, wobei die Werte der Zuckervariante etwas höher ausfielen. Bei der Gegenüberstellung zeigte sich, dass die mit Saccharose gedüngten Substrate einen geringeren EC-Wert aufwiesen. Als Ergänzung zur Einschätzung der Messwerte wurde der Salzgehalt berechnet (1 mS = 620 mg KCL/l) (HORN 1996).

Tab. 17: pH- und EC-Werte der Substrate, Versuch 2, n = 3.

Probe Parameter	<i>Ficus benjamina</i> Kontrolle	<i>Ficus benjamina</i> Saccharose	<i>Chamedorea elegans</i> Kontrolle	<i>Chamaedorea elegans</i> Saccharose
pH-Wert	5,49	5,99	5,21	5,8
EC-Wert (mS/cm)	1,55	1,35	1,85	1,16
Salzgehalt [mg/l]	961	837	1147	719,2

5.4 Diskussion Versuch 2 (Saccharosedüngung 7,5 g l⁻¹ bzw. 10 g l⁻¹)

Ein hoher Gehalt an Reservekohlenhydraten begünstigt laut POORTER und KITAJIMA (2007) die Regeneration bzw. den Neuaustrieb bei Pflanzen. Der Versuch zur Lichtakklimatisation (Versuch 1) belegt, dass es im Laufe der Wertschöpfungskette zu einer mehr oder weniger starken Reduktion von Reservekohlenhydraten aufgrund von Lichtmangel und Anpassungsprozessen kommt. Es ist daher anzunehmen, dass die zur Verfügung stehenden Kohlenhydrate für die Vitalität, Anpassung und damit das Überleben von Pflanzen von Bedeutung sind. Für Innenraumbegrünungspflanzen sind der Dunkeltransport und die Etablierung im Innenraum und der Verbleib an zu dunklen Standorten als kritische Phasen zu sehen. Im Zuge dieser Erkenntnisse wurde in einem weiteren Versuch untersucht, ob es möglich ist, die Vitalität (u. a. Regeneration, Blattbildung) in Stresssituationen durch die exogene Zugabe von Saccharose (7,5 g l⁻¹ bzw. 10 g l⁻¹) in Form von Flüssigdüngung zu fördern und damit die Bestandsdauer der Pflanzen zu verlängern. Die Auswirkungen dieser Maßnahme auf den Kohlenhydratgehalt und das Wachstum der Pflanzen wurde ebenfalls untersucht. Die Pflanzen erhielten acht Monate lang alle 14 Tage eine Zuckerdüngung.

In dem Versuch zur Saccharosedüngung lag der TNC-Gehalt im Bereich von 161 bis 212 mg/g TM bei *Ficus benjamina* und 188 bis 364 mg/g TM bei *Chamaedorea elegans*. Im Laufe des Versuches schwankte der TNC-Gehalt bei *Ficus benjamina* trotz deutlicher Veränderungen der verfügbaren Strahlung nur gering. Nach einem zunächst starken KH-Abfall in der Akklimatisationsphase hielt sich der TNC-Gehalt ebenfalls bei *Chamaedorea elegans* relativ stabil.

Vorab ist zu diskutieren, weshalb trotz der starken Lichtsenkung, insbesondere in der Akklimatisationsphase, bei *Ficus benjamina* der Gesamtkohlenhydratgehalt beider Varianten stabil blieb. Beobachtet wurde in diesem Zusammenhang eine Verschiebung der Zucker- und Stärkeanteile am Gesamtkohlenhydratgehalt hin zu mehr Stärke und weniger Zucker. Folgende Aspekte könnten diesbezüglich eine Rolle gespielt haben:

- Entwicklungsstadium und Energiebilanz
- Assimilationsbelichtung
- Akklimatisation in der Produktionsphase

Von Bedeutung war vermutlich der junge Entwicklungszustand der *Ficus-benjamina*-Pflanzen, verbunden mit Ausbildung und Leistungszunahme des Wurzelsystems sowie gesteigerter Assimilation (KÖRNER 2012, VOGELZANG 1991). Zum Ende der Produktionsphase präsentierten die Pflanzen aufgrund ihres Entwicklungsstadiums, vor

allem wegen der anteilig hohen Blattmasse, ein besonders hohes Trieb/Wurzelverhältnis. Es waren zu diesem Zeitpunkt überwiegend Fein-, kaum Speicherwurzeln ausgebildet. Daher war der Gesamtenergiebedarf der Pflanze vermutlich noch relativ gering, sodass mit der vorhandenen Blattmasse genügend Zucker durch Photosynthese synthetisiert und eine positive Energiebilanz erzielt werden konnte. Während der Akklimatisationsphase nahm zwar die Gesamtmasse der Pflanze zu, das Verhältnis zwischen Trieb- und Wurzelmasse blieb weiterhin hoch (A-Tab. 25). Obwohl die natürliche Strahlung abnahm, konnte daher vermutlich immer noch eine positive Photosyntheseleistung erzielt werden. Ab September erhielten die Pflanzen Assimilationsbelichtung, was sich wahrscheinlich zusätzlich fördernd auf den KH-Haushalt auswirkte. Aufgrund der Zunahme an Speichergewebe konnten die gebildeten Assimilate dann vermehrt als Stärke eingelagert werden. Dafür spricht ebenfalls der hohe Zuckergehalt in der Wurzel am Ende der Akklimatisationsphase. Es ist zudem anzunehmen, dass schon während der Produktionsphase eine Akklimatisation der Blätter an geringere Lichtintensitäten erfolgte, denn jahreszeitbedingt fiel die Strahlung in den letzten Wochen der Produktionsphase stetig ab.

Die Verabreichung der anfangs 0,75 %-igen, ab Regenerationsphase 1 %-igen Saccharoselösung über das Kultursubstrat hatte keinen bedeutenden Einfluss auf den Kohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina*. Im Rahmen des Versuches wurde nicht geprüft, ob die exogen zugeführte Saccharose von den Pflanzen aufgenommen wurde. Da die Zuckerabsorption aufgrund der Ergebnisse von GROSSMANN *et al.* (2011), KUZJAKOV und JONES 2006 und JONES und DARRAH (1992) nicht auszuschließen ist, soll in kompakter Form diskutiert werden, weshalb der Kohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina* unbeeinflusst blieb. Möglicherweise stellt Saccharose nicht die bevorzugte Zuckerart für *Ficus benjamina* dar, da anscheinend eine pflanzenartabhängige Affinität zu bestimmten Zuckerarten existiert (JONES und DARRAH 1996). Auch kann es sein, dass die Konzentration der Zuckerlösung zu niedrig war. Denn der Stärkegehalt der zuckergedüngten Pflanzen lag am Ende der Akklimatisations- sowie Innenraumphase tendenziell über dem der Kontrollvariante. Mit einer höher konzentrierten Zuckerlösung wären eventuell mehr Kohlenhydrate aufgenommen worden und der Effekt wäre deutlicher in Erscheinung getreten.

Zucker, insbesondere Saccharose, sind als wichtige Signalgeber im Stoffwechsel von Pflanzen bekannt. Sie können Veränderungen der Genexpression bewirken und dadurch

indirekt das Pflanzenwachstum beeinflussen (ROLLAND *et al.* 2006, KOCH 1996). Es ist insofern des Weiteren in Betracht zu ziehen, dass die zugeführte Saccharose zu einer Drosselung der Photosynthese infolge veränderter *sink-source*-Aktivität führte (PERCIVAL und FRASER 2005, REED 2004, PAUL und FOYER 2001, ROITSCH 1999). Diese Ansicht wird dadurch unterstützt, dass die mit Saccharose gedüngten Pflanzen am Ende der Akklimatisationsphase einen vergleichsweise niedrigeren Blattzuckergehalt aufwiesen. Möglicherweise existiert ein, an den jeweiligen Entwicklungsstatus und die vorherrschenden Umweltbedingungen angepasstes, für die Pflanze optimales Kohlenhydratlevel. Durch die Reduzierung der Assimilatzufuhr aus der Photosynthese könnte ein weiterer Anstieg des KH-Gehaltes infolge der Versorgung über die Wurzel verhindert, d. h., das KH-Level entsprechend angepasst worden sein.

Die bisherigen Untersuchungen zu dieser Thematik beschäftigten sich insbesondere mit der Zuckeraufnahme *in vitro* kultivierter Pflanzen und Pflanzenteile (KUZYAKOV und JONES 2006, STUBBS *et al.* 2004) oder wurden mit in kleinen Röhrchen kultivierten Sämlingen von *Zea mays*, gefüllt mit verschiedenen Böden, durchgeführt (GROSSMANN *et al.* 2011, JONES und DARRAH 1992). Das Verhalten von *Ficus benjamina* sowie älterer, auch verholzender Wurzeln und allgemein Zierpflanzen in Erd- oder Hydrokultur ist unklar.

Aufgrund der fehlenden Vergleichsmöglichkeiten in der Literatur ist insofern auch vorstellbar, dass der Zucker nicht über die Wurzel aufgenommen wurde und lediglich eine fördernde Wirkung auf die Bodenorganismen ausübte. Die Ergebnisse der CO₂-Messungen bestätigen zumindest eine höhere CO₂-Konzentration des Substrates der zuckergedüngten Variante. Der etwas höhere KH-Gehalt könnte auf ein Nährstoffdefizit zurückzuführen sein. Insbesondere Stickstoffmangel kann zu einer KH-Akkumulation führen (HERMANS *et al.* 2006).

Insgesamt hielt sich der KH-Gehalt über die Versuchszeit stabiler, wenn die Pflanzen mit Zucker gedüngt wurden. Das heißt, während des Dunkeltransportes fiel der TNC-Verlust zuckergedüngter *Ficus benjamina* geringer aus als bei den Kontrollpflanzen. Die Unterschiede waren speziell beim Zuckergehalt auffällig. Der etwas höhere Stärkegehalt zu Transportbeginn wirkte sich wahrscheinlich vorteilig auf den Kohlenhydrathaushalt aus, da die Pflanze mehr Glucose durch Stärkeabbau nachliefern und dadurch den Zuckergehalt länger aufrecht erhalten konnte. Dass der Stärkeabbau hauptsächlich in der Wurzel stattfand, lässt der dort ansteigende Zuckergehalt vermuten.

Infolge des Transportes verloren die zuckergedüngten Pflanzen entgegen der Erwartungen tendenziell mehr Blätter als die Kontrollpflanzen. Es konnte im Laufe des Versuches beobachtet werden, dass das Substrat schneller trocken wurde, wenn mit Zucker gedüngt wurde. Daher ist anzunehmen, dass der Wurzelballen auch während des Transportes stärker austrocknete als bei den Kontrollpflanzen und der etwas höhere Blattverlust eine Folge von Trockenstress war (CONOVER 1994). Dass die Frischmasse der Zuckervariante bei der Beprobung nach dem Transport geringer, die Trockenmasse beider Varianten hingegen gleich war, unterstützt diese These. Da Trockenstress zu einer Verringerung der Respiration (GALMÉS *et al.* 2007, YORDANOV *et al.* 2000), insbesondere der Wurzelatmung (BURTON *et al.* 1998) führen kann, könnte auch hier ein Zusammenhang mit dem geringeren KH-Verlust der Zuckervariante bestehen – ein Einfluss ist zumindest nicht auszuschließen. Der Grund für den beobachteten höheren Wasserverbrauch ist im Rahmen der vorliegenden Arbeit nicht zu klären. Folgende Aspekte/Wechselwirkungen könnten jedoch eine Rolle gespielt haben:

- höhere Aktivität der Mikroorganismen im Substrat infolge der Zuckergaben, was zu einem Anstieg der Temperatur im Substrat führte (KLUGE *et al.* 2011)
- höhere Evaporationsrate durch Temperaturanstieg im Substrat (EHLERS 1996)
- infolge des Temperaturanstieges Zunahme des Wurzeldruckes und somit der Wasseraufnahme und Transpiration (BURGERSTEIN 2013)
- Erhöhung der Transpirationsrate durch Anstieg der Stomatamenge im Blatt (JO *et al.* 2009)
- osmotischer Stress durch vermindertes Wasserpotenzial der Blätter aufgrund der Zuckerkonzentration im Substrat (JO *et al.* 2009)

Am Ende der Regenerationsphase war bei *Ficus benjamina* zwar kein deutlicher Unterschied zwischen den Varianten festzustellen. Der TNC-Gehalt der Kontrolle lag allerdings über dem der Zuckervariante. Zuckergedüngte Pflanzen bildeten mehr Blätter in dieser Phase, vermutlich um den Blattverlust durch den Transport wieder auszugleichen, womit ein höherer Kohlenhydratbedarf und eine entsprechend geringere Zunahme als bei der Kontrollvariante zu erklären wäre.

Es wurde angenommen, dass aufgrund der geringen Lichtintensitäten während der Innenraumphase nicht genügend Assimilate durch Photosynthese gebildet und dadurch die in der Wurzel gespeicherte Stärke abgebaut sowie Zucker in die Bedarfsorgane (Blätter, Stamm) transportiert werden können. Entsprechend wäre ein

Kohlenhydratabbau in den Pflanzen zu verzeichnen. Dieser „Vorgang“ konnte bei den *Ficus*-Kontrollpflanzen beobachtet werden. Bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung erfolgte hingegen kein Kohlenhydratabbau, es konnte sogar ein leichter Anstieg des TNC-Gehaltes ermittelt werden. Zudem verloren die Pflanzen während der Standzeit im Innenraum weniger Blätter als die Kontrollpflanzen. Die Zuckergaben über das Pflanzsubstrat wirkten sich somit positiv auf die Vitalität der Pflanzen bei Lichtmangelbedingungen aus. Ob die bessere Vitalität der zuckergedüngten Pflanzen auf die Veränderungen im Kohlenhydrathaushalt zurückzuführen war und dieser durch die Zufuhr exogener Saccharose beeinflusst wurde, kann nicht mit Sicherheit gesagt werden.

Im Gegensatz zu *Ficus benjamina* nahm bei *Chamaedorea elegans* der Kohlenhydratgehalt in der Akklimatisationsphase bei beiden Varianten deutlich ab. Gleichzeitig wurden vermehrt neue Wedel gebildet, sodass die Trockenmasse sich nahezu verdoppelte. Im Versuch zur Lichtakklimatisation konnte während der Innenraumphase ebenfalls ein deutlicher KH-Verlust im Zusammenhang mit gesteigerter Wedelbildung ermittelt werden. Eine denkbare Erklärung für den hohen KH-Verbrauch lautet, dass die bei der Photosynthese gebildeten Zucker für den hohen Energieverbrauch durch das Wedelwachstum nicht ausreichten und deshalb zusätzlich Energie aus den Reserven gewonnen werden musste. Möglicherweise kann auf diese Weise auch das gute Akklimatisationsvermögen von *Chamaedorea elegans* an geringere Lichtintensitäten begründet werden. Der insgesamt hohe KH-Status dieser Pflanzenart kann diesen Energie zehrenden Vorgang entsprechend gut abpuffern. Die Bedeutung eines hohen KH-Gehaltes, insbesondere im Zusammenhang mit schattentoleranten Pflanzen, stellten desgleichen LUSK und PIPER (2007) sowie MYERS und KITAJIMA (2007) heraus. Trotz abnehmender Lichtintensität stieg der KH-Gehalt in der Regenerationsphase wieder an und auch im Innenraum trat kein weiterer Verlust auf. Das verdeutlicht, dass die vermutete Anpassung erfolgt ist, die Assimilatgewinnung aus der Photosynthese genügte und die Pflanzen infolgedessen ihre Reserven wieder „auffüllen“ konnten.

Die Beprobung nach dem Transport ergab, dass der KH-Status bei beiden Varianten annähernd gleich war, was bedeutet, dass die Pflanzen der Zuckervariante während der Dunkelphase mehr Kohlenhydrate verbrauchten. Dem könnte eine höhere Stoffwechselrate zugrunde liegen.

Die Hypothese, dass sich ein höherer KH-Gehalt zu Beginn des Transportes vorteilhaft auf die Vitalität auswirkt bzw. weniger Blattverluste auftreten, konnte auch bei *Chamaedorea elegans* nicht bestätigt werden. Beide Kultivierungsvarianten verloren infolge des Transportes gleich viele Wedel. Allerdings müssen die Ergebnisse kritisch interpretiert werden. Denn es ist zu berücksichtigen, dass die Pflanzen im 9 cm-Topf standen und das Kultursubstrat bzw. der Wurzelballen während des Transportes aufgrund des kleinen Volumens bei beiden Varianten stark austrocknete. Das führte zu deutlichen Trockenschäden und daraus resultierenden Wedelverlusten. Wegen einer ungeplanten, kurzzeitigen Überwässerung nach dem Transport wurden die Pflanzen zusätzlich gestresst, was Schäden an den Wurzeln verursachte, infolgedessen weitere Wedel in der Regenerationsphase abstarben und kaum Zuwachs verzeichnet wurde. Mit Zucker gedüngte Bergpalmen verloren dabei weniger Wedel als die Kontrollpflanzen.

Die These, dass durch die Zuckerdüngung die Etablierung von *Chamaedorea elegans* im Innenraum gefördert wird, kann bestätigt werden. Der Wedelverlust war bei der Zuckervariante zwar nur tendenziell geringer. Es konnte jedoch im Vergleich zur Kontrollvariante ein vermehrter Wedelneuaustrieb ermittelt werden. Wurde über das Substrat Saccharose zugeführt, war der TNC-Gehalt gegenüber der Kontrolle erhöht. Auch hier war insbesondere mehr Stärke eingelagert worden. Da diese Pflanzen zudem vitaler waren, könnte ein Zusammenhang mit dem KH-Gehalt bestehen.

Der Zustand beider Varianten vermittelte sich zu Beginn der Innenraumphase als relativ schlecht. Infolge hoher Blattverluste war die Assimilationsfläche deutlich reduziert. Vermutlich wurden deshalb weniger Zucker synthetisiert, sodass eingelagerte Stärke zur Energiegewinnung genutzt werden musste. Deshalb sank der KH-Gehalt bei der Kontrollvariante ab. Mit der Annahme, dass die Zuckerdüngung eine nutzbare Kohlenhydratquelle für die Pflanze darstellte, kann die Stärkezunahme bei der Zuckervariante erklärt werden. Andererseits ist zu bedenken, dass die Pflanzen der Zuckervariante mit Start der Innenraumphase doppelt so viele Wedel besaßen, wie die Pflanzen der Kontrollvariante. Durch die größere Assimilationsfläche konnte wahrscheinlich entsprechend mehr Zucker synthetisiert und mehr Energie in die Wedelneubildung investiert werden. Ein Zusammenwirken beider Aspekte ist annehmbar.

Insgesamt waren beide Versuchsvarianten durch den Stress während des Transportes und danach deutlich geschädigt. Durch die Zuckerdüngung zeigten sich die Pflanzen etwas stressresistenter, sie verloren im Mittel weniger und bildeten mehr neue Wedel,

wodurch der Gesamteindruck gegenüber der Kontrolle verbessert wurde. Auch PERCIVAL und FRASER (2005) gelangten zu dem Schluss, dass durch eine Zuckerbehandlung die Überlebensrate von *Betula pendula* nach der Verpflanzung steigt.

Durch die Erfassung der Kohlenstoffdioxidaufnahme und -abgabe in einem geschlossenen Küvettensystem sollte die Nettophotosyntheserate sowie die Respiration in einer Dunkelphase ermittelt werden. Sowohl bei *Ficus benjamina* als auch bei *Chamaedorea elegans* zeigten die Pflanzen mit Zuckerdüngung eine niedrigere Nettophotosynthese- bzw. gesteigerte Respirationsrate. Mit Zucker gedüngte *Chamaedorea elegans* erreichten bei keiner der angebotenen Lichtintensitäten eine positive CO₂- bzw. Photosynthesebilanz, was im Vergleich zu den Kontrollpflanzen auf einen höheren LKP schließen ließ.

Infolge eines Ungleichgewichtes zwischen *source* und *sink*, wie z. B. durch Assimilatansammlung im Blatt, kann es zu einer Drosselung der Photosynthese kommen (PAUL und FOYER 2001). In diesem Zusammenhang wurde nachgewiesen, dass die Zugabe von Zucker über das Nährmedium bei *in-vitro*-Kultur die Photosynthese deutlich beeinflusst (JO *et al.* 2009, CAPELLADES *et al.* 1991). So wurde z. B. bei *Fragaria x ananassa* und *Spathiphyllum* sp. mit steigender Zuckerkonzentration im Nährmedium die Photosynthese zunehmend gehemmt und die Dunkelatmung stieg an. Eine Erhöhung des Lichtkompensationspunktes ging damit einher (HDIDER und DESJARDINS 1994, HUYLENBROECK und DEBERGH 1996). Gleichzeitig konnte ein Anstieg der Saccharose- und Stärkekonzentration ermittelt werden. Da die eigenen Untersuchungen ähnliche Ergebnisse liefern, ist weiterhin nicht auszuschließen, dass Saccharose über die Wurzel aufgenommen wurde und es dadurch zu Verschiebungen des *sink-source*-Verhältnisses kam. Zuckergedüngte *Ficus benjamina* und Kontrollpflanzen lieferten auch bei diesem Messparameter überwiegend gleiche Ergebnisse. Das unterstützt die These, dass die Zuckeraufnahme über die Wurzel bei dieser Pflanzenart, wenn überhaupt, nur in einem geringen Umfang stattfand.

Der CO₂-Austausch der Zuckervariante beider Pflanzenarten unterschied sich bei der mittleren Lichtstufe von der Kontrolle. Bei *Chamaedorea elegans* stieg die CO₂-Abgabe der Zuckervariante im Vergleich zur niedrigeren Lichtstufe sogar an. Eine Verfälschung der Messergebnisse durch CO₂-Emission aus dem Substrat aufgrund ungenügender Abdichtung des Wurzelballens ist unwahrscheinlich. Die CO₂-Abgabe

der Substratballen unterschied sich nicht zwischen den Varianten. In diesem Zusammenhang ist anzumerken, dass eine Saccharosedüngung einen Tag vor der Gaswechsellmessung bei mittlerer Lichtstufe durchgeführt wurde und somit die Zuckerkonzentration im Substrat zum Messzeitpunkt vermutlich verhältnismäßig hoch war. Möglicherweise ist die gesteigerte Respiration damit zu erklären, dass vermehrt Zucker über die Wurzel aufgenommen und umgehend für die nötigen Stoffwechselvorgänge (Biomassezuwachs) genutzt wurden, wodurch es zu der verstärkten CO₂-Produktion kam. LANGFORD und WAINWRIGHT (1987) ermittelten, dass die CO₂-Aufnahme abhängig vom Zuckerkonzentration im Nährmedium ist und davon ob diese abnimmt oder konstant bleibt. So stieg z. B. die CO₂-Aufnahme an, wenn der Zuckergehalt im Nährmedium über die Zeit sank. Nach PERCIVAL und FRASER (2005) war die Photosyntheserate bei *Betula pendula* zwei Wochen nach einen Wurzeltauchbad in Zuckerwasser gegenüber der Kontrolle reduziert. Weitere 16 Wochen später waren keine signifikanten Abweichungen mehr zu ermitteln.

JO *et al.* (2009) prüften die Anzahl der Spaltöffnungen bei Pflanzen mit exogener Zuckerversorgung. Diese war im Vergleich zur Kontrolle erhöht. Unter dieser Annahme, ist ein entsprechend höherer CO₂-Austausch bei den eigenen Versuchspflanzen denkbar, obwohl eigene Untersuchungen diesbezüglich nicht erfolgten.

Durch die Messmethodik war es nicht möglich, die tatsächliche (reelle) Photosynthese zu ermitteln, da diese von Atmungsprozessen unterschiedlich stark überlagert werden kann (apparente Photosynthese) (SCHOPFER und BRENNECKE 2006). Es kann nicht geklärt werden, ob der Unterschied bei der mittleren Lichtstufe aus einer gesteigerten mitochondrialen Atmung oder aus einer Reduzierung der realen Photosynthese der mit Zucker gedüngten Pflanzen resultierte.

REYES *et al.* (1996a) ermittelten für *Chamaedorea elegans* abhängig vom Akklimatisationsstatus einen LKP zwischen 20 und 40 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Der genaue LKP der Versuchspflanzen wurde im Rahmen der vorliegenden Studie nicht ermittelt. Bei *Chamaedorea elegans* ohne Zuckerdüngung erfolgte bei 26 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ Nettphotosynthese. Dass bei weiterer Erhöhung der Lichtintensität keine Nettphotosynthese erreicht wurde, kann möglicherweise mit einer Energieübersättigung des Pigmentensystems erklärt werden, wodurch es zu einer Hemmung der Photosynthese kam (SCHOPFER und BRENNECKE 2006). Dabei ist zu

berücksichtigen, dass der Zeitpunkt der Messungen am Ende der Innenraumphase lag. Die durchschnittliche Lichtintensität in dieser Versuchsphase betrug 27 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Möglicherweise war bei *Ch. elegans* schon eine Anpassung an diese Lichtintensitäten durch die neu gebildeten Wedel erfolgt, so dass die höhere Einstrahlung von 44 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ zu Assimilatstau und entsprechender Reduktion der Photosynthese führte. Bei *Ficus benjamina* hingegen stieg die CO₂-Aufnahme mit zunehmender Lichtintensität konstant an. Beide Varianten erreichten bei 46 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ eine positive Photosynthesebilanz.

Insgesamt fiel der CO₂-Austausch bei *Chamaedorea elegans* wesentlich höher aus als bei *Ficus benjamina*. Das könnte damit erklärt werden, dass bei *Ficus benjamina* der überwiegende Teil der nicht grünen Biomasse aus toter, nicht atmender Gerüstsubstanz besteht (LARCHER 1994). Der Anteil atmender Pflanzenmasse ist demzufolge bei *Chamaedorea elegans* höher als bei *Ficus benjamina*. Zusätzlich ist der Anteil photosynthetisch aktiver Pflanzenmasse höher, da auch das grüne Stammgewebe Photosynthese betreibt und daher mehr CO₂ aufgenommen werden kann (HOFFMANN 1975, ADAMS *et al.* 1967).

5.5 Diskussion Unterschiede zwischen Versuch 1 und 2

Die erste Beprobung der Pflanzen erfolgte nach der Produktionsphase. Bei einem Vergleich der KH-Gehalte zwischen dem Lichtakklimatisations- (1) und dem Saccharosedüngungsversuch (2) konnte ermittelt werden, dass diese innerhalb einer Spezies z. T. wesentlich voneinander abwichen (Tab. 18, Abb. 69). Im Folgenden werden diesbezüglich die wichtigsten Punkte und die möglichen Ursachen aufgelistet:

- 1) Der Kohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina*, insbesondere der Stärkeanteil, war beim Lichtakklimatisationsversuch trotz niedrigerer Lichtintensität während der Produktionsphase deutlich höher als beim Saccharosedüngungsversuch. Gleiches gilt für *Chamaedorea elegans*.

Begründung:

- a. Die *Ficus-benjamina*-Pflanzen des Lichtakklimatisationsversuches waren etwa ein Jahr älter als die des Saccharoseversuches und hatten daher eine höhere Bio-, insbesondere Wurzelmasse mit entsprechend größerem Speicherungsvermögen für Reservekohlenhydrate (Stärke).
- b. Wahrscheinlich waren die *Ficus-benjamina*-Pflanzen bereits an niedrigere Lichtintensitäten akklimatisiert (Bedingungen am Herkunftsstandort, Jahreszeit), sodass die gegebene Strahlung gut genutzt und eine positive Photosynthesebilanz erreicht werden konnte.
- c. Beim Saccharosedüngungsversuch wurden deutlich jüngere, d. h. zwei Monate alte *Ficus-benjamina*-Pflanzen verwendet. Die Pflanzen wiesen eine entsprechend geringere Biomasse, insbesondere Wurzelmasse auf, sodass vermutlich die Kohlenhydratspeicherung auf ein bestimmtes Niveau begrenzt war.
- d. Der Entwicklungszustand von *Chamaedorea elegans* unterschied sich zu Beginn der beiden Versuchsreihen subjektiv zwar nicht, es konnte aber eine höhere Bio-, insbesondere Stammmasse der Pflanzen des Lichtakklimatisationsversuches ermittelt werden, sodass auch hier ein Zusammenhang zwischen Kohlenhydratgehalt und -speichervermögen angenommen wird.

Tab. 18: Kohlenhydratgehalte von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* am Ende der Produktionsphase mit einer Gegenüberstellung der Versuche Lichtakklimation und Saccharosedüngung.

[mg/g TM]	<i>Ficus benjamina</i>			<i>Chamaedorea elegans</i>		
Versuch	Zucker	Stärke	TNC	Zucker	Stärke	TNC
Lichtakklimation	139,15	136,46	275,61	235,80	232,84	467,06
Saccharosedüngung	164,73	47,30	212,02	210,97	151,84	362,81

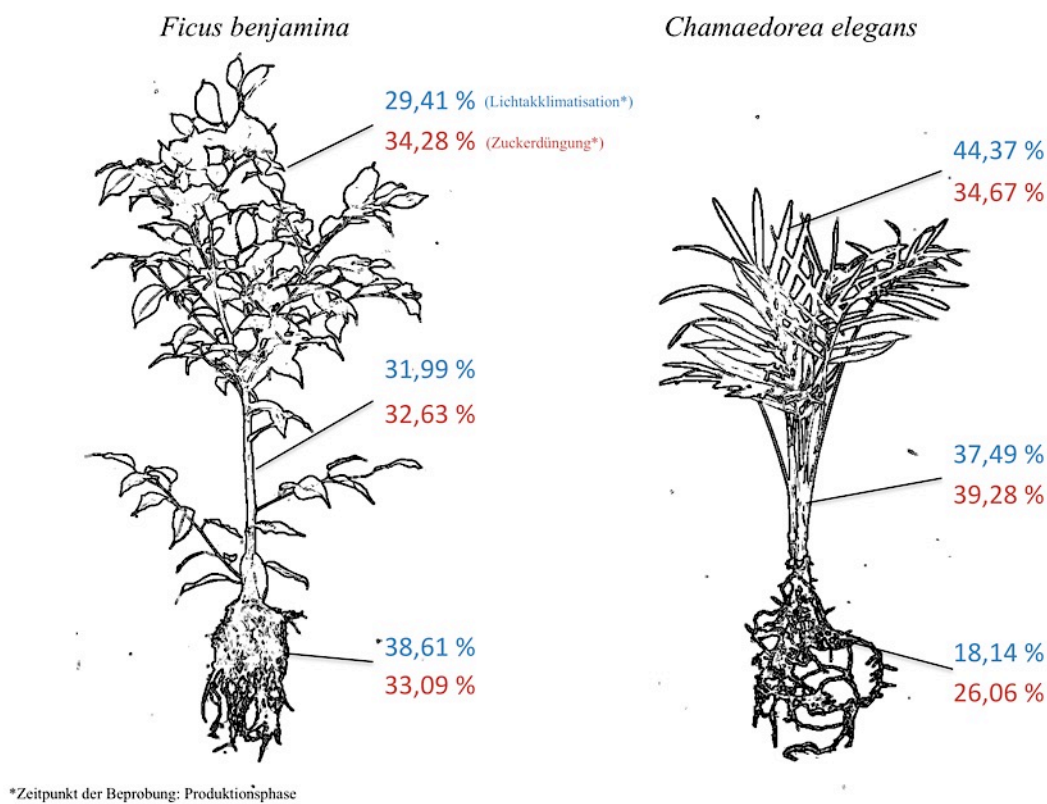


Abb. 69: Vergleich des prozentualen Anteiles der analysierten Pflanzenteile (Blatt, Stamm, Wurzel) am Gesamtzuckergehalt der Pflanze der Versuchsreihen Lichtakklimation (blau) und Saccharosedüngung (rot) zum Beprobungszeitpunkt „Produktion“.

Der Entwicklungsstatus der Pflanzen hatte demnach einen wichtigen Einfluss auf das *sink-source*-Verhältnis und den Kohlenhydrathaushalt, d. h. Synthese, Translokation und Speicherung der Kohlenhydrate. Für eine gute Vergleichbarkeit zukünftiger

Versuche ist es deshalb vonnöten, Pflanzen einer Art zu verwenden, deren Entwicklungsstatus gleich ist.

- 2) Die Kohlenhydratgehalte fielen beim Lichtakklimatisationsversuch unter den gegebenen Innenraumbedingungen stark ab, beim Saccharosedüngungsversuch blieb der TNC-Gehalt im Innenraum hingegen relativ stabil bzw. stieg sogar an. Die über die drei Monate gemittelte Einstrahlung in den Raum unterschied sich dabei nur um $3 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Begründung:

- a. Akklimatisationsstatus der Pflanzen/jahreszeitbedingte Anpassung, d. h., die Kultivierung im GWH vor der Innenraumraumphase fand bei Versuch 1 in den Monaten April und Mai statt, bei Versuch 2 hingegen in den Monaten Oktober bis Dezember. Dass bedeutet, dass sich die Pflanzen des Saccharoseversuches (Versuch 2) bereits in der Regenerationsphase an geringere Strahlung anpassen konnten und die Strahlungsdifferenz zwischen den beiden Phasen weniger stark ausfiel.
- b. Weil die Innenraumphasen der beiden Versuchsreihen in unterschiedliche Jahreszeiten fielen, nahm die verfügbare Strahlung im Laufe dieser Zeit ab (Versuch 1) bzw. zu (Versuch 2), womit eine geringere bzw. höhere Assimilatsynthese einherging.
- c. Der Kohlenhydratgehalt der Pflanzen in Versuch 2 nahm im Innenraum zunächst ab, im weiteren Verlauf aufgrund der zunehmenden Lichtintensität jedoch wieder zu, sodass sich keine großen Unterschiede zwischen dem Kohlenhydratgehalt zu Beginn und am Ende der Innenraumphase zeigten. Da während der Innenraumphase keine wiederholten Beprobungen erfolgten, kann dies nur vermutet werden.

5.6 Ergebnisse Versuch 3 (Saccharosedüngung – Lichtangebot)

Dieser Versuch zielte auf den Vergleich zweier Düngungsvarianten (Standarddüngung mit 0,2 % Wuxal; 0,2 % Wuxal + 1 %-ige Saccharosedüngung) in Kombination mit zwei Lichtstufen. Dabei wurde der Fokus auf das Pflanzenwachstum und den Vitalitätszustand (Chlorophyllgehalt und Stickstoffbilanz) der Pflanzen gerichtet. Die Dauer der Zuckergaben betrug 14 Monate. In der folgenden Auswertung werden die Ergebnisse der beiden Düngungsvarianten (ohne Zucker = Kontrolle; mit Zucker) unter Berücksichtigung des Strahlungsangebotes (schattiert; unschattiert) dargestellt.

5.6.1 Auswirkungen auf die Entwicklung von *Ficus benjamina*

5.6.1.1 Triebwachstum und Habitus

Fünf Monate nach Versuchsbeginn konnten bei *Ficus benjamina* Unterschiede zwischen den Varianten in Bezug auf das Längenwachstum beobachtet werden. Diese verstärkten sich bis zum Ende des Versuches. Nach knapp 14 Monaten hatten die schattierten Kontrollpflanzen eine Größe (Haupttrieblänge ausgestreckt) von 95 cm und schattierte Zuckerpflanzen von 75,5 cm (Abb. 70) erreicht. Dieser Unterschied konnte ebenfalls bei der Pflanzenbreite schattierter Pflanzen ermittelt werden, sodass die Zuckerpflanzen kleiner waren und der Habitus gedrungener erschien. Bei den beiden Düngungsvarianten, die nicht schattiert wurden, konnte das gleiche Bild beobachtet werden. Die kleinsten Pflanzen mit einer Trieblänge von 68,33 cm und 27,50 cm Breite waren in der Zuckervariante zu finden.

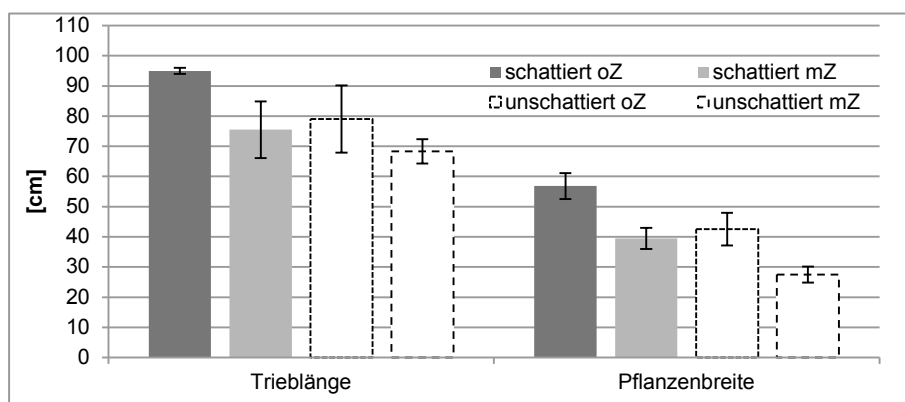


Abb. 70: Habitus von *Ficus benjamina* nach verschiedenen Kultivierungsvarianten (n = 3), Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

Ein ähnliches Ergebnis lieferte die Bonitur der Internodienanzahl und -länge (Tab. 19). Kontrollpflanzen, die ohne Schatten kultiviert wurden, hatten 26,7 und Zuckerpflanzen mit Schattierung 26 Internodien gebildet, welche eine Länge von 2,7 cm und 2,90 cm aufwiesen. Die meisten und längsten Internodien wurden bei den schattierten *Ficus*-Pflanzen ermittelt.

Tab. 19: Vergleich des Internodienwachstums bei *Ficus benamina* nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung; oZ = ohne Zucker, mZ mit Zucker.

Variante	mittlere Internodienanzahl Haupttrieb	mittlere Internodienlänge Haupttrieb [cm]
schattiert 50 % oZ	28,33 ± 1,15	3,10 ± 0,14
schattiert 50 % mZ	26,00 ± 3,00	2,9 ± 0,10
unschattiert oZ	26,67 ± 1,15	2,69 ± 0,30
unschattiert mZ	24,00 ± 2,00	2,87 ± 0,41

Die folgenden Bilder (Abb. 71, 72) sollen einen Eindruck vom Zustand der Pflanzen am Ende des Versuches vermitteln. Bei der Gegenüberstellung einer schattierten zuckergedüngten Pflanze mit einer unschattierten Kontrollpflanze wird deutlich, dass diese sich in Größe und Breite kaum unterschieden (Abb. 73).



Abb. 71: *Ficus benjamina* kultiviert unter 50 % Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: mit Zuckerdüngung.



Abb. 72: *Ficus benjamina* kultiviert ohne Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: mit Zuckerdüngung.



Abb. 73: Habitusvergleich bei *Ficus benjamina* nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung; links 50 % schattierte Pflanze mit Zuckerdüngung, rechts unschattierte Pflanze ohne Zuckerdüngung.

5.6.1.2 Blattanzahl und Blattflächen

In der nachstehenden Abb. 74 sind die Blattanzahl und die Einzelblattflächen dargestellt. Die zuvor konstatierten Unterschiede im Längenwachstum spiegelten sich in der Blattanzahl wider. Schattierte Zuckerpflanzen hatten mit 163 etwa 35 % weniger Blätter als die Kontrollpflanzen (251). Auch bei der Kultivierung ohne Schattierung bildeten Kontrollpflanzen etwa 32 % mehr Blätter. Die Blattfläche war bei beiden Varianten bei den schattierten Pflanzen (13 cm²) größer als bei unschattierten (10 cm²). *Ficus benjamina* bildete allgemein ohne Zuckerdüngung etwas größerer Blätter.

Die Unterschiede des oberirdischen Wachstums von *Ficus benjamina* fanden sich ebenfalls in den Frischmassen von Blatt und Stamm wieder. Die Blattfrischmassen der Zuckerpflanzen lagen mit und ohne Schattierung etwa 30 % unter denen der Kontrollvariante (Tab. 20). Die Frischmasse eines Blattes (nicht dargestellt) war hingegen bei allen Varianten gleich und betrug 0,29 g.

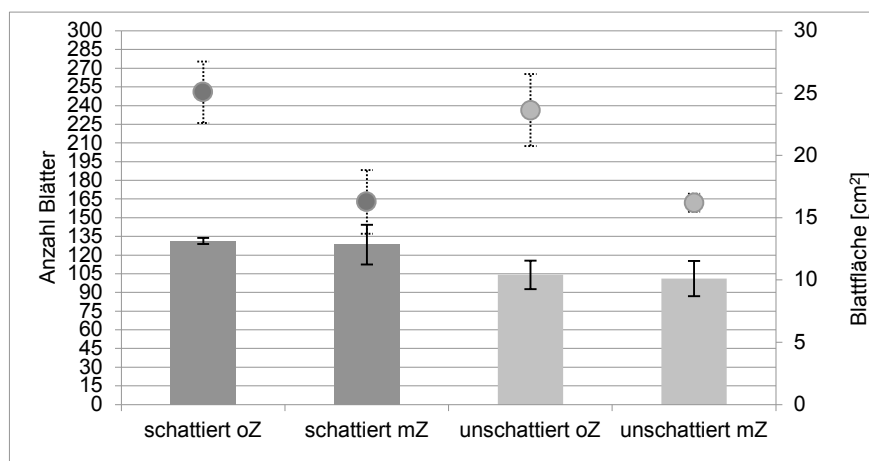


Abb. 74: Blattanzahl (Punkte) und Fläche je Blatt (Balken) bei *Ficus benjamina* nach verschiedenen Kulturbedingungen, Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

Tab. 20: Frischmassen der oberirdischen Pflanzenorgane von *Ficus benjamina*, Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung.

Frischmasse	schattiert 50 %		unschattiert	
	ohne Zucker	mit Zucker	ohne Zucker	mit Zucker
Blatt [g]	73,98 ± 6,09	48,47 ± 4,08	70,22 ± 2,63	47,33 ± 5,16
Stamm [g]	78,87 ± 2,02	46,81 ± 6,48	81,63 ± 7,66	53,81 ± 5,00

Für die Wurzeln konnten keine Massen bestimmt werden, da die Wurzelballen derartig stark durchwurzelt waren, dass eine saubere Trennung des Substrates von der Wurzelmasse nicht möglich war. Um einen Eindruck vom Wurzelzustand am Ende des Versuches zu erhalten, sind in Abb. 75 beispielhaft für die schattierte Variante die Ballen einer Kontroll- und einer Zuckerpflanze abgebildet. Bei der Düngung mit Zucker konnte angenommen werden, dass eine höhere biologische Aktivität im Substrat zu Veränderungen beim Nährstoff- und Sauerstoffhaushalt führte und sich negativ auf das Wurzelbild auswirkte. Das Wurzelbild der Varianten zeigte keine wesentlichen Unterschiede. Bei den Pflanzen mit Saccharosedüngung wurden häufiger neue Wurzelaustriebe beobachtet.



Abb. 75: Zustand des Wurzelballens von *Ficus benjamina* (schattierte Kontrolle, links) und (schattiert Saccharosedüngung, rechts) zu Versuchsende; Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung.

5.6.1.3 Chlorophyllkonzentration, Flavonolgehalt (Polyphenole), NBI

Im Laufe des Versuches konnte bei zuckergedüngten *Ficus-benjamina*-Pflanzen eine Aufhellung der Blattfarbe beobachtet werden. Dazu wurde der Chlorophyllgehalt an jeweils drei Blättern je Pflanze erfasst. Der Chlorophyllgehalt im Blatt wurde mit den Geräten SPAD 502 und Dualex ermittelt. Beide Geräte lieferten gleiche Ergebnisse. Der Flavonolgehalt und Nitrogen-Balance-Index wurde lediglich mit dem Dualex bestimmt.

Für eine bessere Übersichtlichkeit werden im Folgenden nur die Dualex-Daten dargestellt (Tab. 21).

Die gemessenen Chlorophyllgehalte bestätigten den optischen Eindruck einer hellgrünen Blattfarbe der Zuckerpflanzen. Schattierte *Ficus-benjamina*-Pflanzen der Zuckervariante wiesen im Vergleich zu den Kontrollpflanzen etwa 20 %, ungeschattierte Pflanzen 5,35 % weniger Chlorophyll auf.

Beim Flavonolgehalt zeigte sich im Vergleich zu den Chlorophyllgehalten ein gegenläufiger Trend. Wurden die *Ficus-benjamina*-Pflanzen mit Zucker gedüngt, war im Vergleich zur Kontrollvariante ein höherer Flavonolgehalt nachzuweisen.

Aus dem Verhältnis von Chlorophyll/Flavonol lässt sich der Stickstoffbilanz-Index (Nitrogen Balance Index, NBI) ermitteln. Der NBI der Zuckerpflanzen war gegenüber den Kontrollpflanzen unter Schattierung um 41,67 % und bei vollem Lichtangebot um knapp 30 % reduziert.

Bei Kultivierung ohne Schattierung war der Flavonolgehalt deutlich gegenüber der Schattenvariante erhöht, bei der Zuckervariante um nahezu 46 % und bei der Kontrollvariante sogar um 78 %. Da der Chlorophyllgehalt nicht wesentlich durch das Lichtangebot beeinflusst wurde, fiel der NBI ungeschatteter Pflanzen deutlich geringer aus.

Tab. 21: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von *Ficus benjamina* nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung, n = 9.

<i>Ficus benjamina</i>	unschattiert			schattiert 50 %		
Variante	Chlorophyll Dualex-Einheit	Flavonole Dualex-Einheit	NBI (Chl/Flav)	Chlorophyll Dualex-Einheit	Flavonole Dualex-Einheit	NBI (Chl/Flav)
Kontrolle	42,84 ± 9,04	0,64 ± 0,12	68,01 ± 16,64	50,09 ± 7,39	0,24 ± 0,03	217,85 ± 56,31
Saccharose-Düngung	40,56 ± 8,00	0,86 ± 0,13	47,72 ± 11,04	40,16 ± 11,27	0,35 ± 0,09	127,09 ± 59,86

5.6.2 Auswirkung auf die Entwicklung von *Chamaedorea elegans*

Welche Auswirkungen die länger andauernde Zuckerdüngung bei verschiedenen Lichtstufen auf *Chamaedorea elegans* hatte, wird im folgenden Kapitel präsentiert. In diesem Kontext erfolgt eine Gegenüberstellung von schattierten und ungeschatteten Pflanzen.

Das Pflanzenwachstum, gemessen an der Frischmasse, wird in Tab. 22 dargestellt. Eine Kultivierung ohne Schattierung und ohne Zuckerdüngung erzielte die höchsten Blatt- und Stammfrischmassen. Bei reduzierter Lichtintensität waren die Frischmassen der Kontrollpflanzen etwa 3 g geringer als bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung. Im Vergleich zur schattierten Kultivierungsform führte die Zuckerdüngung bei uneingeschränkter Lichtintensität hingegen zu deutlich reduzierten Blatt- und Stammfrischmassen.

Tab. 22: Frischmassen von *Chamaedorea elegans*; Versuch Lichtintensität in Kombination mit Saccharosedüngung, Beprobung nach 56 Wochen Kultivierung.

Frischmasse	schattiert 50 %		unschattiert	
	Kontrolle	Saccharose-Düngung	Kontrolle	Saccharose-Düngung
Blatt [g]	50,77 ± 17,44	52,81 ± 31,54	60,33 ± 6,44	28,85 ± 14,00
Stamm [g]	68,02 ± 18,59	71,85 ± 42,26	75,71 ± 9,27	39,34 ± 14,78

Die beiden folgenden Abb. 76 und 77 belegen beispielhaft den Pflanzenzustand für jede Kultivierungsvariante am Ende des Versuches. Obwohl mit Zucker gedüngte *Chamaedorea elegans*, welche unter 50 % Schattierung kultiviert wurden, eine etwas hellere Blattfarbe aufwiesen, zeigten sie den vergleichsweise besten Habitus. Eine Zuckerdüngung ohne gleichzeitige Schattierung führte zu deutlichen Blattchlorosen.



Abb. 76: Habitus von *Ch. elegans* nach 56 Wochen Kultivierung bei 50 % Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: Saccharosedüngung.



Abb. 77: Habitus von *Ch. elegans* nach 56 Wochen Kultivierung ohne Schattierung; links: ohne Zuckerdüngung, rechts: Saccharosedüngung.

Für die Beurteilung des Pflanzenwachstums erfolgte ebenfalls die Erfassung der Wedelanzahl je Pflanze und der Wedelfläche. Die in Abb. 78 visualisierten Ergebnisse waren nicht signifikant, zeigten aber einen Trend, welcher bereits bei *Ficus benjamina* zu beobachten war. Eine Zuckerdüngung führte zu einer geringeren Blattfläche je Wedel sowie Wedelanzahl. Bei den Pflanzen, die nicht schattiert wurden, war diese Tendenz stärker ausgeprägt. Unschattierte, zuckergedüngte Bergpalmen hatten die wenigsten Wedel (4,17) mit der kleinsten Wedelfläche ($60,6 \text{ cm}^2$) gebildet. Im Gegenzug dazu fanden sich die Pflanzen mit der höchsten Wedelanzahl je Pflanze (5,3) und größten Fläche ($95,3 \text{ cm}^2$) bei der schattierten Kontrollvariante.

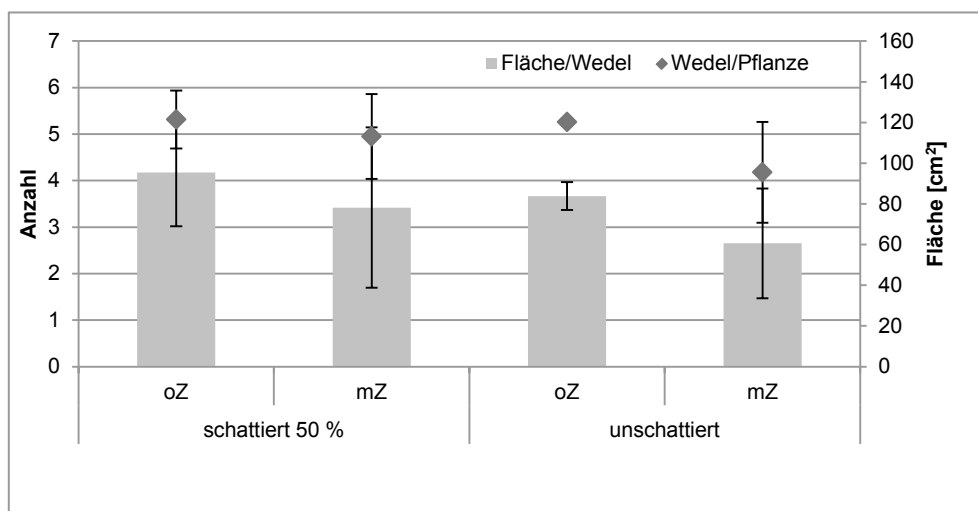


Abb. 78: Wedelanzahl (Punkte) je Einzelpflanze und Fläche (Balken) je Wedel bei *Chamaedorea elegans* nach unterschiedlichen Kulturbedingungen; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

5.6.2.1 Chlorophyllkonzentration, Flavonolgehalt (Polyphenole), NBI

Auch bei *Chamaedorea elegans* waren Veränderungen in Bezug auf die Grünausfärbung der Wedel zu beobachten. Um einen besseren Eindruck von der divergierenden Wedelausfärbung zu erhalten, wurden beispielhafte Wedel im Vergleich fotografiert. Erhielten die Pflanzen keinen Zucker und wurden schattiert, bildete sich eine dunkelgrüne Wedelfarbe aus, Zuckerpflanzen waren etwas heller (Abb. 79). Fehlte die Schattierung und wurde zusätzlich mit Zucker gedüngt, waren die Wedel hellgrün bis blassgelb gefärbt (Abb. 80).



Abb. 79: Blattaufsfärbung bei *Chamaedorea elegans* bei 50 % Schattierung; links: Kontrolle, rechts: mit Saccharosedüngung.



Abb. 80: Blattaufsfärbung bei *Chamaedorea elegans* ohne Schattierung; links: Kontrolle, rechts: mit Saccharosedüngung.

Infolgedessen wurde je Pflanze an drei Wedeln der Chlorophyllgehalt gemessen und gemittelt. Die Werte lagen ohne Zuckerdüngung zwischen 18,5 (unschattiert) und 26,9 (schattiert) Dualex-Einheit. Bei der Zuckervariante wurden Werte zwischen 7,5 (unschattiert) und 11,8 (schattiert) Dualex-Einheit gemessen (Tab. 23). Ebenso wie bei *Ficus benjamina* lagen auch hier die Chlorophyllgehalte der Zuckervariante unter denen der Kontrollvariante.

Die Messung der Flavonole im Blatt ergab bei *Chamaedorea elegans* bei beiden Düngungsvarianten geringere Werte, wenn die Pflanzen schattiert wurden. Mit 41 % (unschattiert) und 36 % (schattiert) wies die Zuckervariante höhere Flavonolmengen als die Kontrollvariante auf.

Die NBI-Werte der Bergpalme fielen im Vergleich zu *Ficus benjamina* gering aus. Mit einem NBI von 110,4 wiesen schattierte Kontrollpflanzen im Vergleich zu den anderen Varianten die beste Stickstoffbilanz auf. Unschattierte Kontrollpflanzen lagen über 50 % unter diesem Wert. Die schlechteste Bilanz wurde bei den ungeschatteten Zuckerpflanzen ermittelt, diese lag sogar 87,4 % unter der zuerst beschriebenen Variante. Somit zeigte sich auch bei der Bergpalme eine negative Auswirkung der Zuckerdüngung auf den Stickstoffhaushalt.

Tab. 23: Chlorophyll- (Chl), Flavonolgehalt (Flav) und NBI von *Chamaedorea elegans* nach 56 Wochen unterschiedlicher Kultivierung, n = 9.

<i>Chamaedorea elegans</i>	unschattiert			schattiert 50 %		
Variante	Chlorophyll Duallex- Einheit	Flavonole Duallex- Einheit	NBI (Chl/Flav)	Chlorophyll Duallex- Einheit	Flavonole Duallex- Einheit	NBI (Chl/Flav)
Kontrolle	18,53 ± 10,27	0,43 ± 0,11	38,24 ± 23,40	26,94 ± 4,63	0,25 ± 0,04	110,40 ± 16,76
Saccharose- Düngung	7,5 ± 2,86	0,61 ± 0,19	13,92 ± 7,37	11,81 ± 2,69	0,33 ± 0,04	36,25 ± 9,87

5.6.2.2 Sonstige Beobachtung

Im Rahmen der Versuche zur Zuckerdüngung traten zeitweise Schädlinge auf. Eine Schaderregerbonitur erfolgte nicht, aber es konnte beobachtet werden, dass zuckergedüngte Pflanzen im Vergleich zu den Pflanzen ohne Zuckerdüngung erkennbar weniger bis gar keinen Befall aufwiesen (Abb. 81).



Abb. 81: Schmierlausbefall bei *Chamaedorea elegans* (schattierte Kontrolle).

5.7 Diskussion Versuch 3 (Saccharosedüngung 1 %-ig bei abweichendem Lichtangebot)

Die Nährstoffversorgung der Pflanzen erfolgte 14-tägig jeweils mit 0,2 % Wuxal (Kontrolle) sowie 0,2 % Wuxal + 1 %-ige Saccharoselösung mit einer Gesamtdauer von 19 Monaten. Dabei wurden die Pflanzen teils mit 50 % Schattierung, teils unschattiert kultiviert.

Die gegebenen Wachstumsbedingungen beeinflussten den Habitus von *Ficus benjamina* deutlich. Pflanzen ohne Zuckerdüngung mit Schattierung hatten längere Internodien, waren größer und breiter als unschattierte. Überdies war die Blattfläche vergrößert. Beides ist bekannt als typisches Akklimatisationsverhalten unter reduzierten Lichtintensitäten (KEUSKAMP *et al.* 2010, CONOVER und POOLE 1984). Schattierte *Ficus-benjamina*-Pflanzen investierten mehr Energie in das Blattwachstum, unschattierte hingegen in das Stammwachstum, was sich durch die Verschiebung bei den Frischmassen auszeichnete. Die Ausführungen von WILLIAMS (2002) zum Wachstumsverhalten bei unterschiedlichen Lichtbedingungen konnten somit bestätigt werden.

REYES *et al.* (1996a) sowie POOLE und CONOVER (1990) ermittelten, dass mit steigender Lichtintensität das Wachstum von *Chamaedorea elegans* zunimmt. Auch im vorliegenden Versuch wuchsen unschattierte Kontrollpflanzen tendenziell stärker als schattierte. Üblicherweise wird *Chamaedorea elegans* durchgängig unter Schattengewebe produziert, da es bei hohen Strahlungsintensitäten zu Blattaufhellungen kommt und dadurch die äußere Qualität beeinträchtigt wird (GRIFFITH 2006, MEEROW 1993). Dass die äußere Qualität von *Chamaedorea elegans* durch eine Lichtsenkung verbessert wird, konnte auch in den eigenen Untersuchungen beobachtet werden. Die schattierten Pflanzen hatten eine dunkelgrüne Blattfarbe, was die Einschätzung der äußeren Qualität verbesserte. Die Messungen des Chlorophyllgehaltes bestätigten die subjektive Wahrnehmung. Bei *Chamaedorea elegans*, aber auch bei *Ficus benjamina* stieg der Chlorophyllgehalt an, wenn die Pflanzen unter Schatten kultiviert wurden. Dieses Ergebnis belegt die Anpassung an geringere Lichtintensitäten, wie sie auch REYES *et al.* (1996a) und COLLARD *et al.* (1977) an *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* beschrieben.

Die Saccharosedüngung wirkte sich unterschiedlich auf die beiden Pflanzenarten aus. Bei *Ficus benjamina* wurden bei beiden Lichtstufen vergleichsweise kürzere Triebe

gebildet, sodass die Pflanzen einen kompakteren Habitus entwickelten. Der im Vergleich zur Kontrolle gedrungene Wuchs ist auf die geringere Anzahl ausgebildeter Internodien zurückzuführen. Die Länge der Internodien unterschied sich nicht. Ferner war die Blattanzahl der Zuckerpflanzen gegenüber der Kontrolle deutlich reduziert. Nach JO *et al.* (2009) bildeten sich bei *Alocasia amazonica* mit zunehmender Saccharosekonzentration im Nährmedium weniger Blätter aus. Die eigenen Untersuchungen unterstützen insofern diese Beobachtung. Insgesamt war infolge des reduzierten Triebwachstums die Triebfrischmasse der Zuckerpflanzen deutlich geringer als die der Kontrollpflanzen. Auch bei *Chamaedorea elegans* führte eine Zuckerdüngung zu einer deutlichen Abnahme der Frischmasse, allerdings nur, wenn die Pflanzen ohne Schattierung kultiviert wurden. Anders als bei *Ficus benjamina* war die Frischmasse bei schattierten Bergpalmen nicht durch die Zuckerdüngung beeinflusst.

Dass eine eingeschränkte oberirdische Biomassebildung bei beiden Pflanzenarten zu beobachten war, wenn mit Zucker gedüngt wurde, weist auf einen Zusammenhang hin. Vermindertes Wachstum ist u. a. ein Indikator für Nährstoffmangel, insbesondere Stickstoff (HERMANS *et al.* 2006, BRUNOLD *et al.* 1996). Ein weiterer sichtbarer Indikator für Stickstoffmangel sind Blattchlorosen. Nach CARTELAT *et al.* (2005) zeichnet sich Stickstoffmangel durch einen abnehmenden Chlorophyll- und gleichzeitig ansteigenden Polyphenolgehalt im Blatt aus. PADILLA *et al.* (2014) konnten zeigen, dass mit abnehmender Stickstoffversorgung der Blattflavonolgehalt zu- der NBI hingegen abnimmt. Die im eigenen Versuch erfassten Chlorophyll- und Flavonolgehalte in den Blättern und der daraus ermittelte NBI der Versuchspflanzen mit Saccharosedüngung lassen daher auf ein Stickstoffdefizit schließen. Für den Stickstoffmangel kann eine verstärkte Aktivität C-heterotropher Organismen verantwortlich sein. Dafür sprechen die Messergebnisse zur CO₂-Emission des Substrates. Die Mikroorganismen wurden vermutlich durch die Zuckerdüngung gefördert und nutzten vermehrt den verfügbaren Stickstoff zum Aufbau ihrer Körpersubstanz (SCHUBERT 2006). Die biotische Immobilisierung führte somit zu einer reduzierten N-Verfügbarkeit im Boden und löste den Nährstoffmangel aus. Das ist insbesondere unter Berücksichtigung der nur 14-tägig erfolgten und mit 0,2 % niedrig dosierten Düngung (NPK 8-8-6) möglich.

Des Weiteren berichten GROB *et al.* (1973), dass eine Glucosebeimischung zum Nährmedium den Stickstoffverbrauch durch die Pflanze beschleunigt (Ammonium, Nitrat). Bei mangelnder Versorgung mit Stickstoff kann es daher schneller zu Mangelercheinungen, d. h. zu den typischen Blattaufhellungen, gekommen sein.

Von MARTINS *et al.* (2015) wurde eine negative Korrelation zwischen der Saccharosekonzentration im Nährmedium und dem Chlorophyllgehalt *in-vitro*-vermehrter Pflanzen nachgewiesen. Der negative Effekt der Saccharoseapplikation auf das Blattchlorophyll kann daher mit den eigenen Versuchen bestätigt werden.

Der Salzgehalt der Substrate aus Versuch 3 wurde zwar nicht bestimmt, doch erscheint aufgrund der Symptomatik der Pflanzen ein Nährstoff- bzw. Stickstoffmangel realistisch. Dafür spricht auch, dass die beim Versuch 2 erfolgten Substratanalysen einen im Vergleich zu den nicht zuckergedüngten Pflanzen erniedrigten EC-Wert der Substratlösung der Zuckervariante erbrachten. Die ermittelten Werte deuteten auf niedrige bis mittlere Nährstoffunterversorgung (HAUERT 2012) der mit Saccharose gedüngten Pflanzen hin. In diesem Zusammenhang ist zu akzentuieren, dass die Pflanzen aus Versuch 3 über einen deutlich längeren Zeitraum die Zuckerdüngung erhielten und deshalb der negative Effekt auf die Nährstoffverfügbarkeit offenbar stärkere Auswirkungen bedingte.

Bei *Chamaedorea elegans* traten die Blattaufhellungen bei den unschattierten Pflanzen mit Zuckerdüngung besonders hervor. Hat eine Hemmung der Photosynthese durch exogene Zuckergaben und eine Stickstoffunterversorgung stattgefunden, ist anzunehmen, dass die unschattierten Pflanzen zusätzlich unter Lichtstress standen. Da *Chamaedorea elegans* eine typische Schattenpflanze ist, kann die Verminderung des Blattgrüns weiterhin ein Stressphänomen für Photoinhibition gewesen sein (SCHOPFER und BRENNICKE 2006). Da aber speziell die älteren Blätter besonders starke Chlorosen aufwiesen, ist anzunehmenderweise in erster Linie Stickstoffmangel für den Chlorophyllabbau verantwortlich.

Die unschattierten *Ficus-benjamina*- und *Chamaedorea-elegans*-Pflanzen hatten weniger Chlorophyll und daher eine schlechtere Stickstoff-Bilanz. DELHON *et al.* (1996) konnten nachweisen, dass die Lichtintensität einen Einfluss auf die Nitrat-Aufnahme hat. Unschattierte Pflanzen nahmen dabei mehr Stickstoff auf als schattierte. Des Weiteren kommt es nach PAUL und DRISCOLL (1997) bei unschattierten im Vergleich zu schattierten Pflanzen zu einer stärkeren Abnahme des Chlorophyllgehaltes, wenn ein N-Mangel vorliegt.

Bei unschattierten *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* stieg der Flavonolgehalt im Vergleich zur 50 % schattierten Variante um annähernd 100 %. Nach MEYER *et al.* (2006) agieren Polyphenole auch als Schutzpigmente des Photosyntheseapparates,

indem sie energiereiche Strahlung filtern. Die in Verbindung mit dem Chlorophyllabbau existente Akkumulation von Polyphenolen der unschattierten Pflanzen weist abgesehen von Stickstoffmangel auch auf eine Anpassung an höhere Strahlungsintensitäten hin.

Die geringere Anfälligkeit gegenüber Schaderregern, die bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung beobachtet werden konnte, ist u. U. auf deren höheren Polyphenolgehalt zurückzuführen, denn Polyphenole beeinflussen nach HOFFMANN *et al.* (1994) durch kontaktchemische Schlüsselreize die Pflanze-Schaderreger-Interaktion. Exponiert werden sollte, dass sich die schattierten *Ficus-benjamina*-Pflanzen der Zuckervariante infolge des verminderten Triebwachstums unwesentlich von den unschattierten Pflanzen ohne Zuckerdüngung unterschieden. Auffallend waren jedoch die nachweislich größeren Blätter. Das spricht dafür, dass sich die Zuckergaben negativ auf den Triebzuwachs auswirkten, auf die Blattakklimatisation an geringere Lichtintensitäten hingegen kaum einen Einfluss hatten. Für eine Begrünung im Innenraum ist dieser Effekt von Vorteil. Einerseits wird durch das verminderte Wachstum der Pflegeaufwand für Schnittmaßnahmen reduziert, andererseits wird durch die vergrößerte Blattfläche vermutlich eine bessere Ausnutzung der Strahlung erzielt. Da zudem die Blattanzahl reduziert wurde, was mit einem lockereren Kronenaufbau einherging, wurde der Lichteinfall in das Kroneninnere erhöht.

Zucker im Nährmedium führte bei den Untersuchungen von JO *et al.* (2009) nicht nur zu einer verminderten Blattneubildung. Es konnte gleichzeitig eine Erhöhung der Wurzelneubildung ermittelt werden. Dieser Effekt verstärkte sich, wenn die Zuckerkonzentration im Nährmedium erhöht wurde. Im aktuell diskutierten Versuch wurden zwar keine Wurzellängen oder -frischmassen erfasst, es waren jedoch vermehrt neue Wurzelaustriebe bei den zuckergedüngten Pflanzen zu diagnostizieren. Auch TAKAHASHI *et al.* (2003) ermittelten bei *Arabidopsis*-Sämlingen eine gesteigerte Adventivwurzelbildung, wenn dem Nährmedium Saccharose zugegeben wurde. Die positive Wirkung von Zuckergaben als Flüssigdüngung auf das Wurzelwachstum und -vitalität wurde auch an Jungbäumen in Containerkultur nachgewiesen (PERCIVAL 2004). Im Versuch 3 konnten bei beiden Pflanzenarten deutliche Unterschiede im Habitus und Wachstum ermittelt werden. Im Versuch 2 waren hingegen keine Veränderungen des Wachstums infolge von Saccharosegaben nachzuweisen. Auch hier ist ein Zusammenhang mit dem Pflanzenalter anzunehmen. Des Weiteren wurde den Pflanzen über einen längeren Zeitraum Saccharose zugeführt. Ein wichtiger Aspekt ist vermutlich ebenfalls die unterschiedliche Nährstoffversorgung. Über die Flüssigdüngung mit

Wuxal (8-8-6) 0,2 % wurden weniger Nährstoffe geliefert als über die Düngung mit 0,2 % Manna LIN (15-10-15) bei Versuch 2. Es trat deshalb schneller ein Stickstoffdefizit ein. Die deutliche Wachstumsminde rung durch Zuckerdüngung bei Versuch 3 ist wahrscheinlich auch darauf zurückzuführen, dass sich die Auswirkungen der Zuckergaben auf Photosynthese und Nährstoffverfügbarkeit summiert haben, das deutet zum einen auf eine Verschiebung der *sink-source*-Verhältnisse infolge von Kohlenhydratakkumulation und dadurch auf eine Hemmung der Photosynthese und zum anderen auf eine Wachstumshemmung hin.

5.8 Versuch 4 (Saccharosedüngung bei Lichtmangel)

Welchen Einfluss andauernde Lichtmangelbedingungen ($5,5 - 9 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) auf die Vitalität von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* hatten und wie sich in diesem Zusammenhang eine Saccharosedüngung auswirkte, sollen die folgenden Ergebnisse zeigen.

5.8.1 Auswirkung auf *Ficus benjamina*

5.8.1.1 Vitalität bei *Ficus benjamina*

Zu Versuchsbeginn hatten die Pflanzen ohne Zuckerdüngung im Mittel 102 und die der Saccharosevariante 108 Blätter. Abb. 82 verdeutlicht den Blattzuwachs sowie den Blattverlust innerhalb der 13,5 Monate Versuchszeit. Es wurde ermittelt, dass beide Varianten 47 neue Blätter gebildet hatten. Der Blattverlust fiel bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung (50,6) im Vergleich zur Kontrolle (55,8) nur unwesentlich geringer aus. Am Ende belief sich die Blattanzahl bei den Kontrollpflanzen im Mittel auf 96 und bei den Pflanzen mit Saccharosedüngung auf 104 Stück.

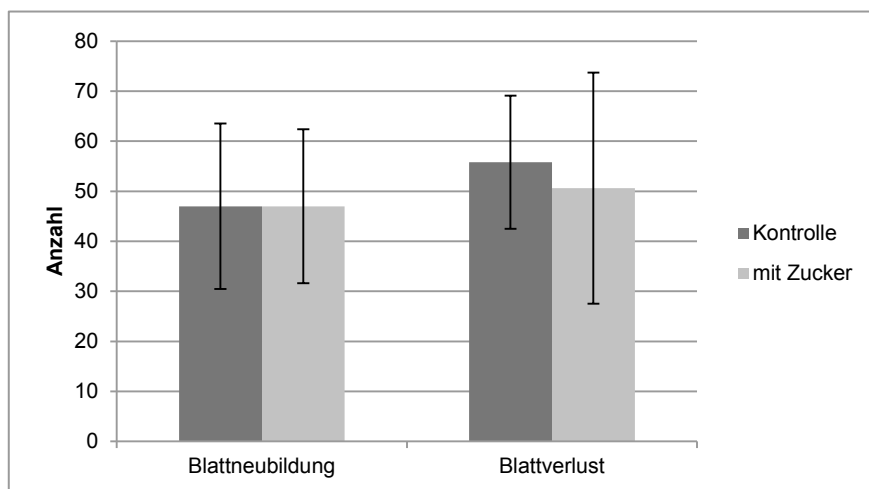


Abb. 82: Blattzuwachs und -verlust bei 90 % schattierten *Ficus benjamina* in einem Zeitraum von 13,5 Monaten, $n = 6$.

5.8.1.2 Chlorophyll, Flavonole und NBI bei *Ficus benjamina*

Bei den unter Lichtmangel kultivierten Pflanzen konnte optisch keine Veränderung bezüglich des Blattgrüns wahrgenommen werden. Die Messung bestätigte dieses Bild. Beide Varianten hatten ähnliche Chlorophyllgehalte (Kontrolle $44,66 \pm 6,15$, Zucker $42,42 \pm 10,33$ Dualex-Einheit) und unterschieden sich beim Flavonolgehalt lediglich

gering (Kontrolle $0,11 \pm 0,02$, Saccharosedüngung $0,14 \pm 0,04$ Dualex-Einheit). Aufgrund des etwas höheren Flavonolgehaltes bei den Pflanzen mit Zuckerdüngung ergaben sich jedoch deutlich unterschiedliche Werte bei der Stickstoffbilanz. Der NBI der Zuckervariante lag 24 % unter dem der Kontrollvariante (Kontrolle $415,22 \pm 99,24$, Saccharosedüngung $314 \pm 93,18$ Dualex-Einheit).

5.8.2 Auswirkung auf *Chamaedorea elegans*

5.8.2.1 Vitalität bei *Chamaedorea elegans*

Bevor die Lichtintensität reduziert wurde, belief sich die Wedelanzahl pro Topf bei den Kontrollpflanzen im Mittel auf 17,8 und bei den mit Saccharose gedüngten Pflanzen auf 14,5 Stück.

Die Kontrollpflanzen unterschieden sich in ihrer Vitalität von den Pflanzen, die eine Zuckerdüngung erhielten. Der Wedelzuwachs fiel geringer (-2,5), der Wedelverlust hingegen höher (+3,5) aus, wenn die Pflanzen keine Zuckerdüngung erhielten (Abb. 83). Die Ergebnisse sind aufgrund der großen Streuung statistisch nicht abgesichert, untermauern jedoch den Trend, welcher sich auch in den vorherigen Versuchen herausstellte. Zu Versuchsende lag die Gesamtanzahl der Wedel bei 18,7 (Kontrolle) und 19,8 (Zucker).

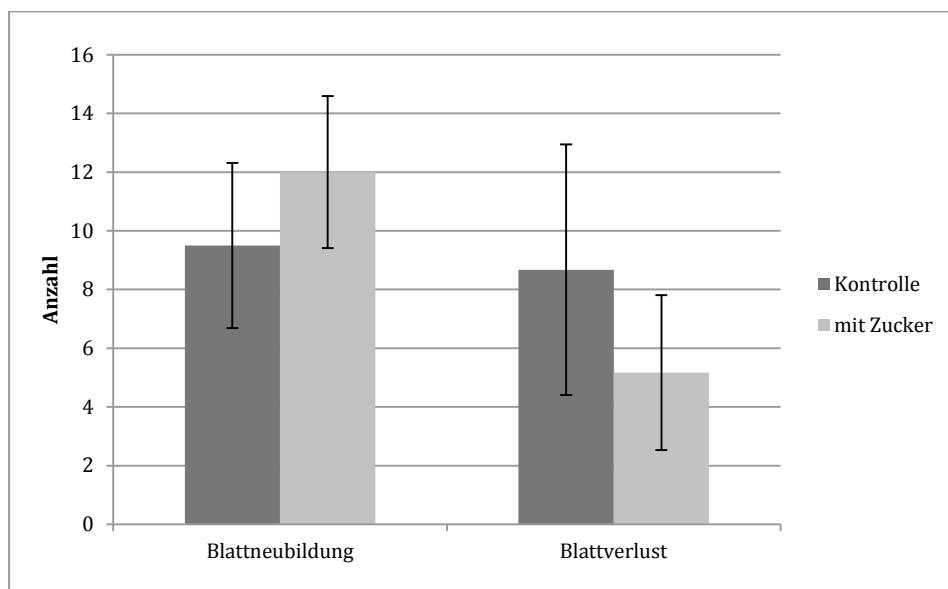


Abb. 83: Wedelneubildung und -verlust nach Lichtmangelsituation, n = 6.

5.8.2.2 Chlorophyll, Flavonole und NBI bei *Chamaedorea elegans*

Der Chlorophyllgehalt der Kontrollpflanzen war etwas höher als bei den zuckergedüngten Pflanzen (Kontrolle $35,86 \pm 6,16$, Saccharosedüngung $29,92 \pm 5,67$). Auch der Flavonolgehalt unterschied sich nur geringfügig (Kontrolle $0,126 \pm 0,02$, Saccharosedüngung $0,132 \pm 0,02$). Die Kontrollpflanzen hatten einen um 19 % besseren Stickstoffbilanz-Index als die Pflanzen mit Saccharosedüngung (Kontrolle = $289,24 \pm 65,35$, Saccharosedüngung = $234,34 \pm 62,63$).

5.8.2.3 Auswirkung auf das Kultursubstrat

Die Düngung mit einer 2 %-igen Saccharoselösung (14-tägig) für 13,5 Monate hatte Auswirkungen auf die Substrateigenschaften. Es konnten am Ende des Versuches bei *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* eine Verfestigung in Verbindung mit einer Schrumpfung beobachtet werden (Abb. 84). Trockneten die Substratballen leicht an, konnten sie nur schwer wieder durchfeuchtet werden. Dieses Phänomen trat bei den anderen Versuchen nicht auf.



Abb. 84: Verfestigung des Substratballens (*Chamaedorea elegans*) nach 13,5 Monaten Kultivierung; links: Saccharosedüngung 20 g l^{-1} , rechts: Kontrolle; kultiviert im 9-cm-Topf.

5.9 Diskussion Versuch 4 (Lichtmangel + Saccharosedüngung 20 g l⁻¹)

Lichtmangel, d. h. die Kultivierung bei Strahlungsintensitäten unterhalb des Lichtkompensationspunktes, führt bei Pflanzen zwangsläufig zu Assimilatmangel und weiterhin zu Vitalitätsverlusten, worauf vermehrte Blattverluste hinweisen (SCUDERI *et al.* 2005). Es wurde daher untersucht, inwiefern eine exogene Versorgung mit Saccharose die Vitalität von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* bei starkem Lichtmangel ($\leq 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) beeinflusst. Die Pflanzen erhielten alle 14 Tage eine 2 %-ige Saccharoselösung, verabreicht über die Flüssigdüngung (0,2 % Wuxal).

Die Kultivierung unter geringen Strahlungsintensitäten hatte im Verhältnis zur Gesamtblattanzahl bei beiden Pflanzenarten deutliche Blattverluste zur Folge. Diese machten ungefähr die Hälfte der Gesamtblattmasse aus. Nach CHEN *et al.* (2005b) führt eine starke Lichtsenkung zunächst zu übermäßigem Blattfall, den die Pflanzen durch die Bildung von Schattenblättern ausgleichen. Auch in der vorliegenden Studie bildeten die Pflanzen während des Versuchszeitraumes von knapp 14 Monaten neue Blätter, sodass die Gesamtblattmenge am Ende des Versuches bei *Ficus benjamina* lediglich geringfügig reduziert war. Bei *Chamaedorea elegans* erfolgte insgesamt sogar ein Zuwachs. Es fand demnach eine erfolgreiche Akklimatisation an die neuen Lichtbedingungen statt.

Die Strahlungsintensität lag unter den angegebenen Mindestlichtbedingungen, die nach GRIFFITH (2006) für *Ficus benjamina* bei $\geq 30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ und für *Chamaedorea elegans* bei $\geq 15 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ betragen. Nach FLL (2011) beträgt der Lichtanspruch für *Ficus benjamina* sogar mind. $50 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Deshalb ist insbesondere aufgrund der Ergebnisse aus Versuch 1 und 2 davon auszugehen, dass die Pflanzen die endogenen Kohlenhydratvorräte zur Bildung der neuen Blätter genutzt haben. Die Zufuhr von Saccharose über die Wurzel könnte insofern einen positiven Einfluss auf die Vitalität nach sich ziehen.

Insgesamt spiegelten die Ergebnisse der Untersuchung zur Zuckerdüngung als Unterstützung von Pflanzen bei Lichtmangel die Resultate der vorherigen Versuche wider. Wie sich bereits ankündigte, reagierten die beiden Pflanzenarten unterschiedlich auf die exogene Versorgung mit Saccharose. Bei *Chamaedorea elegans* war die Vitalität auch unter den Lichtmangelbedingungen gegenüber den Kontrollpflanzen verbessert. Mit einer Zuckerdüngung reduzierte sich der Wedelverlust um 40 %. Die Zuckerdüngung hatte bei *Ficus benjamina* weder auf die Blattfallrate noch auf die Neubildung einen signifikanten Einfluss. Trotz höherer Dosierung der Saccharosegaben

waren keine förderlichen Effekte auf die Vitalität festzustellen. Das unterstützt die Vermutung, dass eine Saccharosedüngung zur Unterstützung der Vitalität von *Ficus benjamina* nicht geeignet ist.

Die Chlorophyllmessungen ergaben auch bei den Pflanzen des vorliegenden Versuches geringere Gehalte, wenn eine Saccharosedüngung erfolgte. Gleichzeitig war ein höherer Flavonolgehalt nachzuweisen. Optisch waren jedoch keine Blattaufhellungen zu beobachten. CHISHAKI und HORIGUCHI (1997) bemerkten, dass durch einen ansteigenden Polyphenolgehalt schon frühzeitig Mangelsituationen erkannt werden können, ohne dass sichtbare Symptome an den Pflanzen in Erscheinung treten. Die eigenen Ergebnisse bestätigten diese Aussage und wiesen auf einen negativen Einfluss der Zuckerdüngung auf den Stickstoffhaushalt der Pflanzen hin.

In den nachfolgenden Kapiteln wird ein zusammenfassender Überblick mit einer abschließenden Bewertung über alle durchgeführten Versuche und der vorgestellten Ergebnisse gegeben. Daraus werden weiterhin Schlussfolgerungen für die Wissenschaft gezogen, Vorschläge für weitere wissenschaftliche Untersuchungen gemacht und aus den Erkenntnissen der Untersuchungen Empfehlungen für die Praxis gegeben.

6 Zusammenfassende Bewertung und Schlussfolgerungen

Mit den durchgeführten Untersuchungen sollte die Kultivierung mit und ohne Lichtakklimation am Beispiel von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* verglichen werden. Dabei standen die Auswirkungen auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität im Verlauf der Wertschöpfungs-/Handelskette von Innenraumbegrünpflanzen im Fokus. Die Aufschlüsselung in die einzelnen Pflanzenorgane sowie Kohlenhydratfraktionen half, einen detaillierteren Einblick in die Dynamik des KH-Haushaltes der Versuchspflanzen zu gewinnen. Darauf aufbauend wurde die Wirkung von Saccharosedüngung auf den Kohlenhydratgehalt und das Pflanzenwachstum mit gleichem Versuchsablauf wie zuvor sowie in weiteren Versuchen mit verschiedenen Lichtbedingungen getestet. Ziel dabei war es, zu prüfen, ob die Pflanzenvitalität durch Zuckerdüngung stabilisiert oder verbessert werden kann.

Kohlenhydrate können mit diversen Methoden qualitativ und quantitativ bestimmt werden. Gängig sind vor allem die Analyse mittels Chromatographie oder die enzymatische Bestimmung (URGINOVITS 1980). Vorteil der enzymatischen Analyse ist ihre hohe Empfindlichkeit (<100 mg/l). Kosten und Zeitaufwand sind hingegen höher als bei anderen Methoden. Da die HPLC-Analyse als wenig störempfindlich, kostengünstiger, präzise mit deutlich geringerem Zeitaufwand einzustufen ist, sollte bei den eigenen Untersuchungen mit dieser Methode die Zuckeranalyse erfolgen. Das im Rahmen dieser Arbeit entwickelte Analyseverfahren zur Zuckerbestimmung mittels HPLC lieferte zufriedenstellende Ergebnisse. Jedoch ist kritisch zu bemerken, dass die Detektion von Fruktose nur in seltenen Fällen erfolgte. Hier kam vermutlich die geringere Empfindlichkeit der HPLC zum tragen. Nach URGINOVITS (1980) sollten die analysebereiten Lösungen einen Zuckergehalt von 100 bis 1000 mg/ pro Liter Lösung aufweisen. Im eigenen Versuch erfolgreich detektierte Fruktose lag in Konzentrationen über 100 mg/l vor. Es sind daher noch weitere Tests zur Optimierung der Methode erforderlich.

Die Untersuchungen zur Lichtakklimation lieferten neue Erkenntnisse zum nachhaltigen Einfluss auf den Kohlenhydrathaushalt von Pflanzen. In diesem Zusammenhang neu war, dass dabei alle „Stationen“, die eine Pflanze innerhalb der Wertschöpfungskette (Produktion bis einschließlich Verwendung) durchläuft, betrachtet wurden. So konnte die Entwicklung des Kohlenhydratgehaltes präzise ermittelt und Rückschlüsse auf die Bedeutung des Kohlenhydratstatus einer Pflanze hinsichtlich ihrer Vitalität gezogen werden. Tabelle 24 fasst die wesentlichen Einflüsse einer

Lichtakklimatisation auf die untersuchten Pflanzenarten zusammen (siehe auch A-Tab. 12).

Tab. 24: Einfluss von Lichtakklimatisation und Zuckerdüngung auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* (+positiver/- negativer Einfluss, 0 = kein Einfluss; KH = Kohlenhydratgehalt).

Parameter	<i>Ficus benjamina</i>			<i>Chamaedorea elegans</i>		
	KH	Vitalität	Wachstum	KH	Vitalität	Wachstum
Lichtakklimatisation 50 %	-	0(-)	-	0	0(+)	0
exogene Saccharose	0(+)	0(+)	-	+	+	+

Es konnte bei *Ficus benjamina* durch den Lichtakklimatisationsversuch tendenziell ein Konnex zwischen dem Kohlenhydratgehalt und der Pflanzenvitalität festgestellt werden. Pflanzen ohne Schattierung in der Akklimatisationsphase hatten im Mittel einen höheren KH-Gehalt und bildeten im Mittel insgesamt 14,1 mehr neue Blätter als die schattierten Pflanzen. Für die Anpassung an die jeweiligen Wachstumsbedingungen ist das vorteilhaft und kann daher positiv bewertet werden. Bei *Chamaedorea elegans* beeinflusste die Lichtakklimatisation den Kohlenhydratgehalt nicht. Es zeigte sich durch die Lichtsenkung temporär ein positiver Einfluss auf die Blattfarbe im Vergleich zu den unschattierten Pflanzen. Das wäre für den Direktverkauf nach dem Transport wegen der optisch besseren Qualität von Vorteil.

Unabhängig von der Kultivierungsart sanken die KH-Gehalte beider Pflanzenarten im Innenraum, eine signifikante Minderung der äußeren Qualität trat jedoch nicht auf. Ein möglichst hoher Kohlenhydratgehalt zu Beginn der Verwendungsphase ist anzustreben, um eine gute Akklimatisation durch Blattneubildung zu gewährleisten. Der KH-Status bei *Ficus benjamina* war nach dem Transport höher, wenn die Pflanzen vorher nicht schattiert wurden. Ohne eine nachfolgende Regenerationsphase hätten diese Pflanzen vermutlich bessere Voraussetzung für die Etablierung im Innenraum gehabt. Eine Regenerations- bzw. weitere Akklimatisationsphase und damit längere Standzeit im Importland, wie sie in der Praxis durchgeführt würde, wäre unter diesen Umständen voraussichtlich nicht nötig gewesen. Eine Lichtakklimatisation wird aufgrund der Versuchsergebnisse für *Chamaedorea elegans* positiv, für *Ficus benjamina* negativ beurteilt. Einschränkend ist hinzuzufügen, dass der Versuch zur Lichtakklimatisation in den Wintermonaten startete und deshalb die Strahlungsintensität verglichen mit den Bedingungen in den Produktionsländern äußerst gering war. Nach GRIFFITH (2006) wird

die Lichtintensität zur Akklimatisation bei *Ficus* spp. um 50 – 70 % und bei *Chamaedorea elegans* um bis zu 80 % gesenkt. Dies entspricht Strahlungsintensitäten zwischen 703 und 1000 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ und 296 und 592 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Im eigenen Lichtakklimatisationsversuch lag die Strahlungsintensität nach 50 %-iger Schattierung im Tagesmittel mit 173 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ in der Akklimatisations- und 500 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ in der Regenerationsphase demnach für beide Pflanzenarten unterhalb des praktizierten Bereichs. Es ist infolgedessen nicht auszuschließen, dass entsprechend höhere Lichtintensitäten zu anderen Ergebnissen geführt hätten, d. h., das vermehrte Blattfall bei Transport und im Innenraum aufgetreten wäre, wie es in der Praxis häufig der Fall ist. Trotzdem zeigte sich, dass der höhere Kohlenhydratgehalt bei unschattierten *Ficus benjamina* für die Pflanzen im weiteren Verlauf der Handelskette von Vorteil war.

Insgesamt bleibt herauszustellen, dass der KH-Status einer Pflanze als wichtiger Faktor hinsichtlich Regenerationsvermögen und Vitalität gesehen werden muss. Wie bereits MYERS und KITAJIMA (2007) berichteten, gelang die Anpassung an einen neuen Standort bzw. an eine Stresssituation besser, je mehr Kohlenhydratreserven eine Pflanze hatte.

Daher wurde im Rahmen dieser Arbeit geprüft, ob eine Zuckerapplikation über die Wurzel geeignet wäre, um einem Defizit beim KH-Status infolge von Lichtsenkung entgegenzuwirken. Die Idee, die Produktivität einer Pflanze zu verbessern, indem sie mit exogenen Kohlenhydraten versorgt wird, existiert schon länger, auch im Zusammenhang mit Lichtmangel (HIRASAWA und MIYAGAWA 2008). Aktuell beziehbare Produkte (Dünger, Pflanzenstärkungsmittel), welche laut Hersteller Vitalität, Haltbarkeit, Duft, Geschmack etc. der Pflanzen verbessern sollen, enthalten hauptsächlich Kohlenhydrate (RECH 2014, TEBYANI 2013, O. V. 2013).

Bisher veröffentlichte wissenschaftliche Untersuchungen, welche sich mit der Thematik der Zuckerapplikation über die Wurzel oder auch mittels Stamminjektion beschäftigten (MARTINEZ-TRINIDAD *et al.* 2009a+b, PERCIVAL und FRASER 2005, PERCIVAL 2004, PERCIVAL *et al.* 2004, MONTEIRO *et al.* 2002) lieferten jedoch differente Ergebnisse zur Wirkung auf die Pflanze. Daher können keine einheitlichen Aussagen zur Wirkung getroffen werden. Prinzipiell wurden die Auswirkungen einer exogenen Zuckerversorgung allerdings überwiegend als förderlich für die Vitalität eingestuft. Es traten keine Pflanzenschäden auf, eine toxische Wirkung wird daher ausgeschlossen.

Durch die exogene Applikation von Saccharose über die Wurzel wurde das Pflanzenwachstum in den eigenen Versuchen einerseits positiv, andererseits negativ beeinflusst (Tab. 24 und A-Tab. 13). Der Kohlenhydratgehalt wurde bei *Chamaedorea*

elegans erhöht, bei *Ficus benjamina* war lediglich eine positive Tendenz zu bestimmen. Die Ergebnisse lieferten daher keine allgemeingültige Tendenz. Dennoch sind auch die negativen Auswirkungen, wie verminderter Zuwachs bei *Ficus benjamina* in Bezug auf die Verwendung im Innenraum als vorteilhaft anzusehen.

Es wird der Schluss gezogen, dass exogene Saccharosegaben die Pflanzenakklimatisation an widrige Umweltbedingungen, hier insbesondere verminderte Strahlungsintensität, unterstützen können. Mit einer Zuckerdüngung kann einem Kohlenhydratabbau bei Lichtmangel zumindest bei *Chamaedorea elegans* entgegengewirkt werden. Es konnten durch die Zuckerdüngung keine negativen Auswirkungen auf die Wurzelentwicklung bei einer Kultivierung in Torfkultursubstrat festgestellt werden. Insgesamt wird die Zuckerdüngung daher für gut befunden.

7 Schlussfolgerungen für die Wissenschaft

Im Rahmen der Arbeit konnte belegt werden, dass die Beimischung von Saccharose zur Düngelösung die Pflanzenmorphologie und -physiologie beeinflusste. In diesem Zusammenhang traten vielfach komplexe Wechselwirkungen auf, welche ebenfalls das Pflanze-Boden-System betrafen.

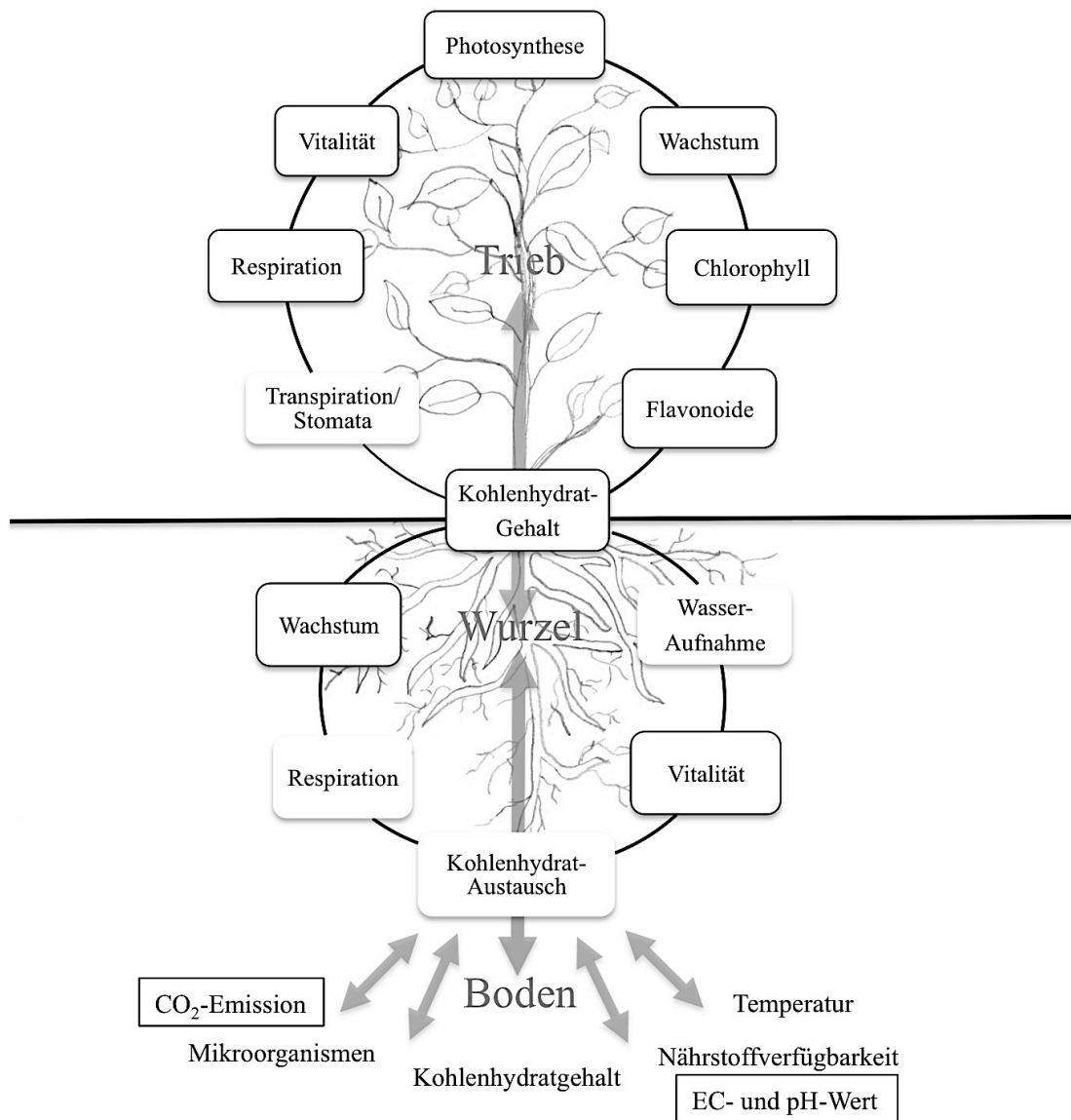


Abb. 85: Modell zu den Auswirkungen einer flüssigen Zuckerdüngung auf die Pflanze und den Boden sowie deren Wechselwirkungen; eingerahmte Parameter in der vorliegenden Studie bestimmt/untersucht.

Die obige Abbildung 85 liefert eine entsprechende Übersicht und zeigt die Zusammenhänge auf, die durch die eigenen Versuche sowie Recherche in wissenschaftlichen Veröffentlichungen ausgearbeitet wurden. Es wird modellhaft

dargestellt, inwiefern die Applikation einer Zuckerlösung über den Boden Pflanze und Boden beeinflussen kann.

In den vorliegenden Untersuchungen waren nach der Zuckerapplikation Veränderungen bei Vitalität, Wachstum, Photosynthese, Respiration, Chlorophyll-, Kohlenhydrat- und Flavonolgehalt sowie Nährstoffverfügbarkeit und CO₂-Emission des Bodens zu beobachten (eingerahmte Parameter). So war bei zuckergedüngten Pflanzen der Kohlenhydratgehalt gegenüber den Kontrollpflanzen erhöht. Es konnte eine verminderte Photosyntheserate beobachtet werden. Weiterhin sank der Chlorophyllgehalt und es konnten vermehrt Flavonole gemessen werden. Es ist vorstellbar, dass dies infolge einer verminderten *sink*-Aktivität der Wurzel und/oder Stickstoffmangel eingetreten ist.

Von Bedeutung ist, dass sich das Pflanzenalter, die Dauer sowie Konzentration der Saccharosedüngung zwischen den einzelnen Versuchen unterschied und es zu abweichenden Ergebnissen kam. Wie in der Diskussion bereits erörtert, spielt vermutlich insbesondere das Pflanzenalter hinsichtlich der Wirkungsweise exogen zugeführten Zuckers eine wichtige Rolle. Auch MARTINEZ-TRINIDAD *et al.* (2009b) sehen den Entwicklungszustand einer Pflanze als wichtigen Faktor hinsichtlich des Einflusses exogener Zuckergaben auf die morphologischen und physiologischen Pflanzenparameter. So lieferten z. B. zwei Studien mit *Betula pendula* unterschiedliche Ergebnisse, obwohl die applizierten Kohlenhydrate und -konzentrationen identisch waren. Es wurden allerdings Pflanzen unterschiedlicher Größe verwendet. Es ist also durchaus möglich, dass Großpflanzen bzw. -gehölze, wie sie üblicherweise für Innenraumbegrünung als Solitär eingesetzt werden, auf exogene Zuckergaben anders reagieren, als die in den eigenen Versuchen verwendeten Pflanzen. Für die eigenen Versuche wurden relativ junge *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* eingesetzt. Es kann daher nicht ausgeschlossen werden, dass ältere und größere Pflanzen mit mehr Blatt-, Stamm- und Wurzelmasse bezüglich des Kohlenhydrathaushaltes und ihrer Vitalität anders reagieren, als es sich in den Versuchen darstellte. Auch Herkunft, genetische Einflussfaktoren, Kultivierungsbedingungen (Düngung, Bewässerung, Wasserqualität, Pflanzenschutzmaßnahmen, Strahlungsqualität, Pflanzenabstand) üben möglicherweise einen signifikanten Einfluss auf die Reaktion der Pflanzen aus.

Ein wichtiger Einflussfaktor ist sicherlich auch das Wachstum der Wurzeln und die Art des Wurzelsystems. Da Zucker über die Wurzelhaare und feinen Seitenwurzeln aufgenommen wird, trägt wahrscheinlich das Vorhandensein vieler junger Feinwurzeln zur Erhöhung der Absorptionsmenge von Zuckern bei.

Da die getesteten Pflanzenarten unterschiedlich stark auf die Saccharosedüngung in Bezug auf den Kohlenhydratgehalt, die Vitalität und das Wachstum reagierten, ist anzunehmen, dass die Auswirkungen pflanzenartspezifisch sind. Die Saccharosedüngung erhöhte den Kohlenhydratgehalt und verbesserte Wachstum sowie Vitalität insbesondere bei *Chamaedorea elegans*.

Möglicherweise sprechen bevorzugt monokotyle Pflanzenarten auf Saccharosedüngung an. Für weitere Untersuchungen wäre es daher sinnvoll, eine Einteilung in verschiedene Gruppen, wie z. B.

- CAM, C3- und C4-Pflanzenarten
- Mono- und Dikotyle (auch unter Berücksichtigung des Wurzelsystems)
- Schattentolerante und -intolerante Arten

vorzunehmen und auch innerhalb der Gruppen verschiedene Pflanzenarten zu testen. Umfassendere Ausführungen zum Bedarf weiterer Untersuchungen folgen in Kapitel 9.

Da die Beprobung der Wurzel und des Stammes lediglich destruktiv durchgeführt werden kann, war die Erfassung der KH-Entwicklung der einzelnen Pflanzenorgane an einem Individuum zu mehreren Zeitpunkten nicht möglich, ohne das Pflanzenwachstum negativ zu beeinflussen und möglicherweise auf diese Weise die Ergebnisse zu verfälschen. Die Kohlenhydratanalysen und die Vitalitätsuntersuchungen wurden zu den jeweiligen Beprobungszeitpunkten an verschiedenen Pflanzenindividuen durchgeführt. Es konnten nur wenige Einzelpflanzenwiederholungen angesetzt werden, die zudem stark streuten. Um sichere Zusammenhänge aufzeigen zu können, muss daher die Anzahl der Individuen für zukünftige Untersuchungen erhöht werden.

8 Empfehlungen für die Praxis

Einerseits ist es das Ziel der Produzenten von Innenraumbegrünungspflanzen, qualitativ hochwertige Ware, d. h. kräftiger Stamm, dichte Belaubung und kompakter Habitus, zu produzieren und zu verkaufen. Der Anspruch des Zwischenhändlers und Endnutzers ist ähnlich. Die Pflanzen sollen gesund, ohne mechanische Schäden sowie hinsichtlich Belaubung und Habitus ihrer Art entsprechend sein (NOORDEGRAAF 1994, CONOVER 1986). Überdies sollen die Pflanzen akklimatisiert sein (FLL 2011). Die Lichtakklimatisation führt zu einem veränderten Erscheinungsbild der Pflanze (Tab. 25). Pflanzenproduzenten verbinden dünnere Stämme mit geringerer Qualität und bevorzugen daher eine Kultivierung unter Schatten erst zum Ende der Produktion.

Tab. 25: Gegenüberstellung wichtiger Parameter bei *Ficus benjamina* mit und ohne Lichtakklimatisation.

<i>Ficus benjamina</i>	akklimatisiert	nicht akklimatisiert
Blatt	weniger, aber größer	viele, aber kleiner
Stamm	dünnere, geringerer Masseanteil	dicker, höherer Masseanteil
Wurzel	geringe Masse	gut ausgebildet, hoher Masseanteil
Kohlenhydrat-Bilanz bei Lichtmangel (<i>source-sink-Balance</i>)	positiv	negativ

Qualität bedeutet allerdings ebenfalls, dass ein Produkt seinen Zweck für die Nutzung erfüllt. Innenraumpflanzen sollen demnach aus Sicht des Verwenders lange ihr Erscheinungsbild erhalten, ebenso wie es auch die FLL (2011) anstrebt. Daher ist für Innenraumbegrünungspflanzen eine gute Vitalität und damit Haltbarkeit entscheidend (NOORDEGRAAF 1994).

Vor dem Hintergrund der Kohlenhydratbilanz ist bei *Ficus benjamina* eine verminderte Stamm- und Wurzelmasse, d. h. ein hohes Trieb/Wurzel-Verhältnis, mehr positiv als negativ zu bewerten. Denn dadurch ist der Bedarf an Kohlenhydraten der heterotrophen Gewebe reduziert, sodass die Pflanze vermutlich länger bei Lichtmangel überleben kann. Allerdings werden bei *Ficus benjamina* die Kohlenhydrate speziell in der Wurzel gespeichert. Es liegt daher nahe, das Wurzelwachstum zu fördern, um die Speicherkapazität für Kohlenhydrate zu erhöhen. Da die Wurzel zwar das wichtigste Reserveorgan, aber auch ein bedeutendes *sink*-Organ darstellt, sollte das Ziel darin bestehen, ein gutes Verhältnis zwischen Blatt- und Wurzelmasse zu erhalten und gleichzeitig die Entwicklung von Schattenblättern zu fördern. Dafür wäre die

Kultivierung unter Schattengewebe, bei gleichzeitiger Anregung der Wurzelentwicklung, durch z. B. eine ein- oder zweimalige Zuckerdüngung der denkbare Kompromiss. Das Ergebnis wäre eine an niedrigere Lichtintensitäten angepasste Pflanze mit einem gut entwickelten Wurzelsystem. Dies muss jedoch in weiteren Untersuchungen verifiziert werden.

Anhand der vorliegenden Versuche lässt sich der Schluss ziehen, dass der Kohlenhydratgehalt keinen signifikanten Einfluss auf die Verschiffungsfähigkeit, jedoch eine wichtige Bedeutung für die Akklimatisation an Stresssituationen und für die Regenerationsfähigkeit von Pflanzen hat. Es hat sich gezeigt, dass sich Wassermangel während der Verschiffung deutlich schlechter auf die Vitalität der getesteten Pflanzenarten auswirkte als ein niedriger Kohlenhydratstatus. Trocknete der Wurzelballen während des Transportes aus, waren hohe Blattverluste zu verzeichnen. Die Pflanzen zeigten hingegen kaum Vitalitätsverluste, wenn sich eine gewisse Restfeuchtigkeit im Substrat hielt. Eine durchdringende Bewässerung einen Tag vor der Verschiffung scheint daher von größerer Bedeutung zu sein als die Akklimatisation an niedrige Strahlungsintensitäten. Eine Reduktion des Lichtangebotes sollte hinsichtlich der Verwendung im Innenraum dessen ungeachtet erfolgen. Angesichts der eigenen Versuchsergebnisse sollte das Strahlungsangebot nicht unter $350 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ liegen. Angelehnt an die Empfehlungen in der Literatur ist vor dem Hintergrund des Kohlenhydrathaushaltes der Pflanze zur Akklimatisation zunächst eine mäßige Schattierung um 50 % für *Ficus benjamina* anzustreben und später – abhängig von der Pflanzengröße nach zwei bis vier Monaten – eine weitere Lichtsenkung um 20 – 30 % durchzuführen. Eine sofortige Lichtreduktion um 70 bis 80 % hätte bei *Ficus benjamina* nach SCUDERI *et al.* (2005) starke Blattverluste und gesteigertes Ausgleichswachstum zur Folge. In der Zeit vor der Verschiffung sollte dies jedoch vermieden werden, da auf diese Weise vermehrt Kohlenhydrate verbraucht werden und es aufgrund des niedrigeren KH-Status zu mangelnder Regenerationsfähigkeit kommen kann. Optimal wäre es, eine stufenweise Lichtsenkung durchzuführen, die sich nach dem Lichtkompensationspunkt der Pflanzen richtet, sodass zumindest weiterhin eine positive Photosynthesebilanz der Pflanze gesichert ist. Dafür wären jedoch für den jeweiligen Zeitpunkt der Lichtsenkung Testmessungen erforderlich, da der LKP wesentlich von den gegebenen Wachstumsbedingungen (Düngung, Lichtintensität) abhängt und daher kein allgemeingültiger Wert vorliegt. Nach JOHNSON *et al.* (1979) und JOINER *et al.* (1980) kann der LKP von *Ficus benjamina*, kultiviert ohne Schattierung und hohem Nährstoffangebot, sogar über $300 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ betragen. Durch eine an den

LKP angepasste Lichtsenkung wäre es vielleicht möglich, die Akklimation auszulösen, ohne dass die Pflanze in hohem Maße auf die gespeicherten Kohlenhydrate zurückgreifen muss. Der höhere KH-Status würde sich positiv auf die Regenerationsphase bzw. die direkte Überführung an den Standort im Innenraum auswirken. Das wiederum würde die Regenerationsphase verkürzen, bzw. das Absterben der Pflanze unter Lichtmangelbedingungen im Innenraum aufgrund fehlender Energiereserven minimieren.

Bei *Chamaedorea elegans* beeinflusste die Lichtsenkung um 50 % den Kohlenhydratgehalt nicht. Reyes *et al.* (1996a) ermittelten hingegen, dass der Stärkegehalt im Stamm mit steigendem Lichtangebot zunimmt. Kohlenhydrate werden bei *Chamaedorea elegans* vorwiegend im Stammgewebe gespeichert. Die Schattierung der Pflanzen mit Beginn der Kultivierung bedingt, dass weniger Stammmasse gebildet und weniger Kohlenhydrate eingelagert werden können. Daher ist entgegen der gängigen Praxis auch bei dieser Pflanzenart eine Lichtsenkung um 50 – 80 % erst im letzten Drittel der Produktionsphase zu empfehlen. Zuvor sollte lediglich geringfügig schattiert werden (20 – 30 %).

Unter Berücksichtigung des Kohlenhydratbedarfs der Pflanzen bei den morphologischen und physiologischen Anpassungsvorgängen ist es zudem empfehlenswert, Pflanzenimporte nach Europa im Frühjahr (ab März) durchzuführen. Durch die dann ansteigenden Lichtbedingungen im Laufe des Jahres verringert sich der Lichtmangelstress und die Akklimation an die neuen Umweltbedingungen kann besser erfolgen.

Bei *Chamaedorea elegans* konnte ein Zusammenhang zwischen Blutzucker- und Trockensubstanzgehalt gezeigt werden. Der Zuckergehalt im Blatt fiel im Vergleich zu den anderen Organen infolge von Lichtmangel signifikant ab. Es ist folglich möglich, einen akuten Lichtmangel anhand des Trockensubstanzgehaltes aufzudecken, ohne aufwendige Kohlenhydratanalysen durchzuführen. Eine Beprobung und Ermittlung des Trockensubstanzgehaltes könnte eine Möglichkeit bieten, eine Standortsituation hinsichtlich des Kohlenhydratstatus bei *Chamaedorea elegans* zu bewerten. TS-Werte $\leq 30\%$, bezogen auf voll turgeszente Pflanzen, sind entsprechend der Untersuchungsergebnisse als kritisch einzustufen. Ein niedrigerer TS-Gehalt im Blatt bedeutet, dass die Assimilatgewinnung durch Photosynthese vermindert ist und es mittelfristig zu einem Kohlenhydratmangel in der Pflanze kommen kann, wobei mit Vitalitätsmängeln, d. h. Wachstumsstopp oder Masseverlust zu rechnen ist.

Wenn Pflanzen bzw. deren Wurzelballen vor der Pflanzung in Zuckerwasser getaucht wurden, konnte aufgrund des verbesserten Wurzelwachstums (Wurzelszahl) eine geringere Sterberate nach der Verpflanzung nachgewiesen werden (PERCIVAL und FRASER 2005). Aufgrund der Erkenntnisse aus der Literatur zum Wurzelwachstum und der eigenen Beobachtungen in den vorliegenden Versuchen ist es wahrscheinlich, dass sich auch bei Innenraumbegrünungspflanzen unabhängig von den Lichtbedingungen eine Düngung mit Saccharose bzw. Tauchen des Wurzelballens in eine Saccharoselösung positiv auf den Anwachserfolg auswirkt und die Ausfallrate infolge ungenügender Bewurzelung vermindert. Bei ausreichender Nährstoff- und Wasserversorgung ist dadurch insgesamt mit einer Vitalitätssteigerung zu rechnen.

An Innenraumstandorten mit mangelnder Einstrahlung ist überdies eine regelmäßige Zuckerdüngung mit einer 1 %-igen Saccharoselösung zu empfehlen. Dadurch kann der Vitalitätsverlust von *Chamaedorea elegans* unter Lichtmangelbedingungen vermindert werden. Hinsichtlich *Ficus benjamina* ist entscheidend, dass damit mittelfristig übermäßigem Wachstum entgegengewirkt werden kann. Des Weiteren kann wahrscheinlich infolge der Zuckergaben der Befall mit saugenden und beißenden Insekten eingeschränkt werden. Dazu sind jedoch noch weitergehende Untersuchungen durchzuführen.

Eine höher dosierte Zuckerlösung (20 g l^{-1}) ist zunächst für die Verwendung bei überwiegend organischen Substraten nicht zu empfehlen. Diese Konzentration führte zu negativen Veränderungen der Substrateigenschaften: Der Wurzelballen wies eine sehr feste Konsistenz auf. Zudem erfolgte eine nicht unwesentliche Volumenverringerung. Es ist insofern anzunehmen, dass es bei einer dauerhaften Anwendung mit dieser Zuckerkonzentration durch den mikrobiellen Abbau organischer Bestandteile zu einer schnelleren Sackung des Substrates kommt, insofern dies rein organisch ist. Außerdem sind die Verfestigungen problematisch, wenn das Substrat trocken wird. Eine Wiederbefeuchtung erwies sich als schwierig, das Wasser konnte kaum aufgenommen werden. Beides würde zu einem Mehraufwand an Pflege führen und die Arbeits- und Wasserkosten erhöhen.

Abschließend bleibt zu konstatieren, dass die Zufuhr exogener Saccharose über das Gießwasser zwar befürwortet, jedoch nur eingeschränkt empfohlen werden kann. Werden Pflanzen unter Lichtmangelbedingungen bzw. entsprechend ihren Ansprüchen reduzierten Strahlungsbedingungen kultiviert, kann sich eine Zuckerdüngung positiv auf die Vitalität und das Wachstum hinsichtlich der Verwendung im Innenraum auswirken. Steht ausreichend Strahlung zur Verfügung, kann hingegen die äußere Qualität negativ

beeinflusst werden. Es kommt zu deutlichem Stickstoffmangel, der durch Chlorophyllabbau das äußere Erscheinungsbild der Pflanzen verschlechtert. Das wäre dahingehend von Nachteil, dass die positive Wirkung von Innenraumbegrünung nur gegeben ist, wenn die Pflanzen durch ein kräftiges Blattgrün vital erscheinen. Kränkelnde Pflanzen bewirken hingegen das Gegenteil.

9 Vorschläge für weitere Untersuchungen

In zukünftigen Untersuchungen zur Bewertung der optimalen Lichtintensität bei der Akklimation sollte neben der äußeren Qualität stets der Kohlenhydratgehalt als innerer Qualitätsparameter von Relevanz sein. Zu definieren ist der Bereich, in welchem die verfügbare Lichtintensität eine physiologische und morphologische Anpassung (Schattenblätter) an geringere Lichtintensitäten bewirkt, aber nicht zu einer wesentlichen Verminderung der Kohlenhydratreserven führt.

Die Lichtangaben lediglich über Schattierstufen anzugeben, zieht bei den verschiedenen Jahreszeiten und Klimaregionen divergente Strahlungsintensitäten nach sich. Wichtig ist in diesem Zusammenhang, dass die tatsächliche Lichtintensität angegeben wird. Viele Veröffentlichungen sind aufgrund fehlender Angaben schwer miteinander zu vergleichen. Optimalerweise werden zukünftige Untersuchungen unter standardisierten Lichtintensitäten, angegeben als pflanzenverfügbare Strahlung (PAR) mit der Einheit $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, durchgeführt.

Ziel weiterer Untersuchungen sollte es sein, zu klären ob eine Aufnahme von Saccharose und weiteren Zuckern über die Wurzel bei den Versuchspflanzen erfolgt. Hierfür müsste mit radioaktiv markierten Zuckern gearbeitet werden. Möglicherweise lässt sich eine Zuckeraufnahme ebenfalls nachweisen, indem die Pflanze im geschlossenen hydroponischen System unter Zugabe von bakteriziden und fungiziden Stoffen sowie einer definierten Zuckermenge kultiviert wird. Die Erfassung der Zuckermenge im Wasser vor und nach einer bestimmten Kulturzeit könnte Hinweise über die Zuckeraufnahme liefern. Dabei müssen die von den Pflanzen abgegebenen Wurzelexsudate berücksichtigt, d. h., eine Kontrollgruppe ohne Zuckerzugabe integriert werden.

Weitere Aspekte, welche es zu bearbeiten gilt:

- Messungen der Pflanzenrespirationsrate vor dem Transport, um Zusammenhänge mit dem Kohlenhydratverbrauch aufdecken zu können
- Untersuchungen zum Einfluss von Zuckerdüngung auf Bodenorganismen (Pilze, Bakterien) und Nährstoffverfügbarkeit
- Analysen zum Nährstoffgehalt im Boden und in der Pflanze
- Ermittlung des LKP und Sättigungspunkt im Zusammenhang mit Zuckerdüngung

- Überprüfung der KH-Analysemethode an weiteren Pflanzenarten und gegebenenfalls Entwicklung pflanzenartsspezifischer Analysemethoden für die wichtigsten Innenraumbegrünungspflanzen

In der Innenraumbegrünung werden hauptsächlich Substrate eingesetzt, die einen hohen mineralischen Anteil aufweisen oder sogar rein mineralisch sind. Überdies nehmen Hydrokultursysteme bei der mobilen Begrünung eine wichtige Stellung ein. Daher müssten auch Untersuchungen zur Anwendung der Zuckerdüngung bei diesen Kultursystemen erfolgen. Es sind zwar Kohlenhydratdünger erhältlich, welche speziell für die Verwendung von Hydrokultursystemen ausgewiesen sind, wissenschaftliche Erkenntnisse zur Wirkung auf die Pflanze fehlen jedoch.

Weiterhin stellen sich hinsichtlich der praktischen Anwendung der Zuckerdüngung folgende Fragen:

1. Kann die Düngung über automatische Bewässerungssysteme erfolgen?
Stichworte: Rückstände, Keimentwicklung, Verstopfung; was muss eventuell angepasst werden?
2. Welche Probleme können bei der Bewässerung per Hand mittels Gießwagen oder Gießkanne auftreten? Stichworte: Zuckerrückstände auf den Pflanzen, Rußtaupilze, Staubbindung, Anlockung von Schaderregern

10 Zusammenfassung

Innenraumbegrünungspflanzen mit einer Höhe von bis zu 12 m werden wegen der klimatisch günstigen Wachstumsbedingungen (Licht, Temperatur) größtenteils in tropischen und subtropischen Gebieten produziert und im Anschluss für die Verwendung in mitteleuropäischen Ländern dorthin exportiert. Im Laufe der Wertschöpfungskette und der Verwendung im Innenraum nimmt das Lichtangebot stetig ab. Licht stellt jedoch den wichtigsten Wachstumsfaktor für Pflanzen dar. Daher werden die Pflanzen mittels Lichtakklimatisation auf diese Stressbedingungen vorbereitet. Qualitätsverluste durch den mehrwöchigen Transport und die oft widrigen Wachstumsbedingungen im Innenraum treten jedoch weiterhin in nicht unerheblichem Maße auf. Ebendies erhöht die Kosten und wirkt sich somit negativ auf das Image der Innenraumbegrünung aus.

Es erfolgten zunächst umfassende Literaturrecherchen zur oben beschriebenen Thematik der Pflanzenproduktion und –akklimatisation. Genauer betrachtet wurden die Pflanzenqualität und -vitalität, definiert über innere und äußere Qualitätsparameter, wie Kohlenhydrate, Chlorophyll, Habitus, Blattverlust und –zuwachs.

Das primäre Ziel der praktischen Versuche bestand darin, die Auswirkungen verschiedener Kultivierungsformen auf den Kohlenhydratgehalt und Vitalität von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* zu ermitteln. Dabei waren die für die Pflanzen zentralen Kultivierungsphasen der Wertschöpfungskette einschließlich der Verwendung im Innenraum Fokus der Untersuchungen.

Da die Assimilatbildung durch die Photosynthese bei geringer Strahlung vermindert ist, wurde auch geprüft, wie eine exogene Zuckerapplikation (Konzentration 7,5 g l⁻¹, 10 g l⁻¹) über die Flüssigdüngung auf den Kohlenhydratgehalt und die Vitalität der Pflanzen wirkt. In den Experimenten erfolgte die Simulation der einzelnen Kultivierungsphasen (Produktion 3 Monate, Akklimatisation 2 Monate, Dunkeltransport 2 Wochen, Regeneneration 2 Monate) unter Gewächshaus- und Klimakammerbedingungen mit einer anschließenden dreimonatigen Innenraumphase. Am Ende der jeweiligen Phasen erfolgten Kohlenhydratanalysen und es wurden entscheidende Wachstums- und Vitalitätsparameter erfasst. Dazu wurde im Rahmen der Arbeit für beide Pflanzenarten eine neue Methode zur Analyse der Kohlenhydrate (Zucker) entwickelt.

Die Ergebnisse zeigten, dass *Ficus benjamina*, welche zur Lichtakklimatisation 50 % schattiert wurden, einen geringeren Kohlenhydratgehalt aufwiesen und die Vitalität etwas vermindert war. Bei *Chamaedorea elegans* waren keine Auswirkungen der Lichtakklimatisation auf den Kohlenhydratgehalt, Blattverlust oder -zuwachs festzustellen, jedoch wirkte sich die Lichtreduktion temporär positiv auf die Blattfarbe aus.

Durch die Zugabe von Saccharose über das Gießwasser konnte der Kohlenhydratgehalt von *Chamaedorea elegans* erhöht werden. Die Vitalität wurde verbessert. Bei *Ficus benjamina* war durch die Saccharosedüngung keine bedeutende Auswirkung auf den Kohlenhydratgehalt festzustellen. Allerdings war das unter Lichtmangelbedingungen für *Ficus benjamina* typische gesteigerte Längenwachstum, abhängig von der Dauer der Zuckerdüngung, deutlich vermindert. Die Zuckerdüngung führte weiterhin bei unschattierten Pflanzen, insbesondere bei *Chamaedorea elegans*, zu sichtbarem Chlorophyllabbau.

Die bisher existenten Erkenntnisse zum Kohlenhydrathaushalt in Bezug auf den Wachstumsfaktor Licht konnten durch die vorliegenden Untersuchungen für *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* umfassend erweitert werden. Erstmalig wurde die Kohlenhydratdynamik im Produktions-, Handels- und Verwendungsprozess erfasst und die Bedeutung des Kohlenhydratstatus der Pflanzen hinsichtlich der Vitalität untermauert.

Die Zuführung exogener Saccharose beeinflusste die Physiologie und Morphologie der Pflanzen, wobei das Ausmaß abhängig von Pflanzenart, -alter bzw. Entwicklungszustand und Anwendungsdauer ist. Des Weiteren veränderte eine Zuckerdüngung die Bodenökologie. Für ein besseres Verständnis zu den umfassenden Auswirkungen auf Pflanze und Boden sind weitere Untersuchungen erforderlich. Dazu wurden weiterführende Fragestellungen, wie z. B. zur Thematik Lichtkompensations- und Sättigungspunkt bei zuckergedüngten Pflanzen oder Analysen zum Nährstoffstatus der Pflanzen und im Boden, vorgeschlagen.

11 Literaturverzeichnis

ADAMS, M.S., B.R. STRAIN, und I.P. TING (1967): Photosynthesis in Chlorophyllous Stem Tissue and Leaves of *Cercidium floridum*: Accumulation and Distribution of ^{14}C from $^{14}\text{CO}_2$, *Plant Physiol.* 42: 1797.

ABELES, F.B., P.W. MORGAN, und M.E. SALTVEIT Jr. (1992): Ethylene in Plant Biology, Second Edition. Academic Press, Inc., San Diego, California.

AIPH (2014): Union Fleurs Yearbook of International Statistics: Flowers and Plants, Volume 62, Centre for Business Management in Horticulture and Applied Research Leibniz University Hanover, Germany.

ALCOVERRO, T., R.C. ZIMMERMAN, D.G. KOHRS und R. S. ALBERTE (1999): Resource allocation and sucrose mobilization in light-limited eelgrass *Zostera marina*. *Marine Ecology Progress Series*, 187, 121 – 131.

ALSCHER, R.G. und J.R. CUMMING (1990): Stress responses in plants: Adaption and acclimation mechanisms. *Plant Biology* Vol. 5, Wiley-Liss, New York.

AMTHOR, J.S. und K.J. MCCREE (1990): Carbon Balance of stressed plants: A conceptual model for integrating research results. In: ALSCHER, R.G. und CUMMING, J.R.: Stress responses in plants: Adaption and acclimation mechanisms. *Plant Biology* Vol. 5, Wiley-Liss, New York.

ARENAS-HUERTERO, F., A. ARROYO, L. ZHOU, J. SHEEN und P. LEON (2000): Analysis of *Arabidopsis* glucose insensitive mutants, *gin5* and *gin6*, reveals a central role of the plant hormone ABA in the regulation of plant vegetative development by sugar. *Genes and Development* 14(16), 2085 – 2096.

BALLARÉ, C.L. (1994): Light gaps: sensing the light opportunities in highly dynamic canopy environments. In: CALDWELL, M.M. und PEARCY, R.W.: Exploitation of Environmental Heterogeneity by Plants. *Ecophysiological Processes Above- and Belowground*. Academic Press, California.

BADRI, D.V. und J.M. VIVANCO (2009): Regulation and function of root exudates, *Plant. Cell and Environment* 32, 666 – 681.

BAIS, H.P., T.L. WEIR, L.G. PERRY, S. GILROY und J.M. VIVANCO (2006): The role of root exudates in rhizosphere interactions with plants and other organisms. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 57, 233 – 266.

BALTES, W. (2007): Lebensmittelchemie. Springer Verlag, Berlin-Heidelberg.

BIP (2013): Botanic International Pflanzenversand EU, Preisangaben, http://shop.botanic-international.eu/epages/61810106.sf/de_DE/?ObjectPath=/Shops/61810106/Categories/%22Exoten%20B%C3%A4ume%20bis%2012m%22, Stand 3.8.2013.

BLASCHEK, W. und S. ALBAN (2007): Kohlenhydrate I: Chemie, wichtige Mono- und Oligosaccharide. Pharmakognosie – Phytopharmazie, Springer Berlin Heidelberg.

BÖRNER, H. (2009): Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz – Abiotische Schadursachen. Ulmer, Stuttgart.

BRÄUTIGAM, K., L. DIETZEL, T. KLEINE, E. STRÖHER, D. WORMUTH, K.J. DIETZ, D. RADKE, M. WIRTZ, R. HELL, P. DÖRMANN, A. NUNES-NESE, N. SCHAUER, A.R. FERNIE, A.N. OLIVER, P. GEIGENBERGER, D. LEISTER und T. PFANNSCHMIDT (2009): Dynamic plastid redox signals integrate gene expression and metabolism to induce distinct metabolic states in photosynthetic acclimation in Arabidopsis. *The Plant Cell Online*, 21(9), 2715 – 2732.

BRAND, M.H. (1997): Shade influences plant growth, leaf color, and chlorophyll content of *Kalmia latifolia* L. Cultivars. *HortScience* 32(2).

BREEDIJK, J. (2009): schriftliche Auskunft, Email. Firma Nieuwkoop Europe B.V., NL, 08.05.2009

BRINGSLIMARK, T., T. HARTIG und G.G. PATIL (2007): Psychological benefits of indoor plants in workplaces: Putting experimental results into context. *HortScience* 42(3), 581 – 587.

BRINGSLIMARK, T., T. HARTIG und G.G. PATIL (2009): The psychological benefits of indoor plants: A critical review of the experimental literature. *Journal of environmental psychology* 29(4), 422 – 433.

BROSCHAT, T.K. (2002): Influence of light intensity on optimum fertilization rate in five species of tropical ornamental plants. *Hort. Technology* 12(2).

BRUNOLD, CH. (1996): Das biologische Stresskonzept. In: BRUNOLD, CH., RÜEGSEGG, A. und BRÄNDLE, R. (1996): Stress bei Pflanzen. Verlag Paul Haupt. Bern, Stuttgart, Wien.

BÜRKI, M., P. GUT und W. SCHLOZ (2011): Pflanzenschutz an Zier- und Nutzpflanzen, Bildatlas. 7. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.

BUTIN, H. (1996): Krankheiten der Wald- und Parkbäume – Diagnose, Biologie, Bekämpfung. 3. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart/New York.

BURGERSTEIN, A. (2013): Die Transpiration der Pflanzen. Neuauflage Verlag Dogma.

BURTON, A.J., K.S. PREGITZER, G.P. ZOGG und D.R. ZAK (1998): Drought reduces root respiration in sugar maple forests. *Ecological Applications*, 8(3), 771 – 778.

CARTELAT, A., CEROVIC, Z. G., GOULAS, Y., MEYER, S., LELARGE, C., PRIOUL, J. L. & MOYA, I. (2005). Optically assessed contents of leaf polyphenolics and chlorophyll as indicators of nitrogen deficiency in wheat (*Triticum aestivum* L.). *Field crops research*, 91(1), 35-49.

CASAL, J.J. und H. SMITH (1989): The function, action, and adaptive significance of phytochrome in light-grown plants. *Plant Cell and Environment* 12: 855 – 862

CHEN, J., D.B. MCCONNELL, R.J. HENNY und D.J. NORMAN (2005a): The foliage plant industry. In: JANICK, J.: *Horticulturae Reviews* 31. John Wiley und Sons, Hoboken, NJ, USA.

CHEN, J., Q. WANG, R.J. HENNY und D.B. MCCONNELL (2005b): Response of tropical foliage plants to interior low light conditions. *Acta Hort.* 669: 51 – 56.

CHISHAKI, N. und T. HORIGUCHI (1997): Responses of secondary metabolism in plants to nutrient deficiency. In *Plant nutrition for sustainable food production and environment* (pp. 341 – 345). Springer Netherlands.

COLLARD, R.C., J.N. JOINER, C.A. CONOVER und D.B. MCCONNELL (1977): Influence of shade and fertilizer on light compensation point of *Ficus benjamina* L., *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 102(4): 447 – 449.

CONOVER, C.A. (1980): Maintaining foliage plant quality during truck transit. *Flor. Rev.* 165(4290).

CONOVER, C.A. (1986): Quality. *Acta Hort.* (ISHS) 181: 201 – 205.

CONOVER, C.A. (1994): Effects of moisture stress during simulated shipping on quality of *Dracaena* 'Massangeana', Dwarf Schefflera and Weeping Fig. Univ. of Fla., IFAS, Central Florida Research and Education Center Apopka, *Research Report* RH-94-3.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1973a): *Ficus benjamina* leaf drop. *Flor. Rev.* 151(3952): 29.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1973b): Influence of previous nutritional regimes on quality of foliage plants maintained under consumer conditions. *Proc. S. Nurserym. Assoc. Conf.* 73.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1975): Influence of shade and fertilizer levels on production and acclimatization of *Dracaena marginata*. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 88: 606 – 608.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1977a): Influence of irrigation method and fertilizer source and level on growth of four foliage plants. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 90: 312 – 213.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1977b): Influence of fertilization and watering on acclimatization of *Aphelandra squarrosa* Nees cv. Dania. *HortScience* 12(6): 569 – 570.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1983a): Handling and overseas transportation of acclimatized foliage plants in reefers. Univ. of Fla., IFAS, Agricultural Research and Education Center, *Research Report* RH-1983-1.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1983b): Environmental factors influencing long-term shipping of tropical foliage plants. Univ. of Fla., IFAS, Agricultural Research and Education Center, *Research Report* RH-1983-3.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1984): Acclimatization of indoor foliage plants. In: JANICK, J.: *Horticultural Reviews*, Volume 6, John Wiley und Sons, Hoboken, NJ, USA.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1986a): Relationships of culture and shipping temperature on interior quality of *Ficus benjamina*. *Acta Horticulturae* 181, Post-Harvest Physiology of Ornamentals.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1986b): Factors influencing shipping of acclimatized foliage plants. Univ. of Fla., IFAS, Agricultural Research and Education Center, *Research Report* RH-86-11.

CONOVER, C.A. und R.T. POOLE (1990): Light and Fertilizer Recommendations for Production of Acclimatized Potted Foliage Plants. Univ. of Fla., IFAS, Agricultural Research and Education Center, *Research Report* RH-90-1.

DACHLER, M. (2001): Düngung und Lebensmittelqualität. *Ländlicher Raum* Nr. 3.

DAKORA, F.D. und D.A. PHILLIPS (2002): Root exudates as mediators of mineral acquisition in low-nutrient environments. *Plant and Soil*, 245(1), 35 – 47.

DELHON, P., A. GOJON, P. TILLARD und L. PASSAMA (1996): Diurnal regulation of NO₃ uptake in soybean plants IV. Dependence on current photosynthesis and sugar availability to the roots. *Journal of Experimental Botany*, 47(7): 893 – 900.

DIAS, J., J.A. PIMENTA, M.E. MEDRI, M.R.T. BOEGER und C.T.D. FREITAS (2007): Physiological aspects of sun and shade leaves of *Lithraea molleoides* (Vell.) Engl. (Anacardiaceae). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 50(1): 91 – 99.

DRÜGE, U. (2000): Influence of pre-harvest nitrogen supply on post-harvest behaviour of ornamentals: Importance of carbohydrate status, photosynthesis and plant hormones. *Gartenbauwissenschaft* 65 (2). S. 52 – 54.

EHLERS, W. (1996): Wasser in Boden und Pflanze. Dynamik des Wasserhaushalts als Grundlage von Pflanzenwachstum und Ertrag. Eugen Ulmer, Stuttgart.

EHRLE, K. und HOLLAND, E. (2013): Klima und Wetter in Florida, <http://www.my-florida-holiday.info/de/klima-wetter.html>, Stand 6.2.2013.

FAILS, B.S., A.J. LEWIS und J.A. BARDEN (1982a): Anatomy and morphology of sun- and shadegrown *Ficus benjamina*. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 107(5).

FERNÁNDEZ, V., A. ROHRBACH und G. EBERT (2003): Re-greening of *Citrus* Leaves after FeCl. *Europ. J. Hort. Sci.*, 68 (2): 93 – 97.

FLL (2011): Richtlinien für die Planung, Ausführung und Pflege von Innenraumbegrünungen. Hrsg.: Forschungsgesellschaft Landschaftsentwicklung, Landschaftsbau e.V. - FLL, Bonn.

FONTENO, W.C. und E.L. MCWILLIAMS (1978): Light compensation point and acclimatization of four tropical foliage plants. *J.Amer. Soc. Hort. Sci.* 103(1).

FREDEEN, A.L., I. MADHUSUDANA RAO und N. TERRY (1989): Influence of phosphorus nutrition on growth and carbon partitioning in *Glycine max*. *Plant Physiol.* 89. S. 225 – 230.

GALMÉS, J., M. RIBAS-CARBÓ, H. MEDRANO und J. FLEXAS (2007): Response of leaf respiration to water stress in Mediterranean species with different growth forms. *Journal of Arid Environments*, 68(2): 206 – 222.

GANSERT, D. und W. SPRICK (1998): Storage and mobilization of nonstructural carbohydrates and biomass development of beech seedlings (*Fagus sylvatica* L.) under different light regimes. *Trees* 12(5): 247 – 257.

GENT, M.P.N. (1986): Carbohydrate level and growth of tomato plants, II. The effect of irradiance and temperature, *Plant Physiology*. 81, 1075 – 1079.

GISI, U., (1997): Bodenökologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.

GROB, E.C., M. HODLER und W. EICHENBERGER (1973): Beiträge zum Stickstoffmetabolismus grüner Pflanzen II. Der Einfluss exogener Glucose auf die Aufnahme von Nitrat und Ammonium aus der Nährlösung und auf den Proteingehalt von *Spirodela oligorrhiza*. *Experientia* 29(4): 401 – 402.

GRIFFITH, S.M., R.J. JONES und M.L. BRENNER (1987): In Vitro Sugar Transport in *Zea mays* L. Kernels I. Characteristics of Sugar Absorption and Metabolism by Developing Maize Endosperm. *Plant physiology* 84(2): 467 – 471.

GRIFFITH, L.P. JR. (2006): Tropical foliage plants – A growers guide. Second edition. Ball Publishing, Batavia.

GROSSMANN, G., W.J. GUO, D.W. EHRHARDT, W.B. FROMMER, R.V. SIT, S.R. QUAKE und M. MEIER (2011): The RootChip: an integrated microfluidic chip for plant science. *The Plant Cell Online* 23(12): 4234 – 4240.

HALL, M.A., J.A. KAPUYA, S. SIVAKUMARAN und A. JOHN (1977): The role of ethylene in the response of plants to stress. *Pestic. Sci.* 8: 217 – 223.

HAN, I.S., H.Y. CHO, A. MONI, A.Y. LEE und W.R. BRIGGS (2013): Investigations on the photoregulation of chloroplast movement and leaf positioning in *Arabidopsis*. *Plant and Cell Physiology* 54(1): 48 – 56.

HANNAH, M.A., E. ZUTHER, K. BUCHEL und A.G. HEYER (2006): Transport and metabolism of raffinose family oligosaccharides in transgenic potato. *Journal of Experimental Botany* 57(14): 3801 – 3811.

HAUERT, P. (2012): Das wichtigste zur Düngung. 7. Auflage. Hrsg. Hauert HBG Dünger AG, Grossaffoltern.

HERMANS, C., J.P. HAMMOND, P.J. WHITE und N. VERBRUGGEN (2006): How do plants respond to nutrient shortage by biomass allocation?. *Trends in plant science* 11(12): 610 – 617.

HDIDER, C. und Y. DESJARDINS (1994): Effects of sucrose on photosynthesis and phosphoenolpyruvate carboxylase activity of in vitro cultured strawberry plantlets. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 36(1): 27 – 33.

HIRASAWA, E. und K. MIYAGAWA (2008): Low light cultivation method and plant growth promoting agent. European Patent Application. Europäisches Patentamt.

HOFFMANN, P. (1975): Photosynthese, Akademie Verlag, Berlin.

HOFFMANN, G.M., F. NIENHAUS, H.M. POEHLING, F. SCHÖNBECK, H.C. WELTZIEN und H. WILBERT (1994): Lehrbuch der Phytomedizin, 3., Neubearb. Auflage, Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin.

HORN, W. (1996): Zierpflanzenbau, Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin, Wien.

IBRAHIM, M. H., H. Z. JAAFAR, A. RAHMAT und Z.A. RAHMAN (2011): Effects of nitrogen fertilization on synthesis of primary and secondary metabolites in three varieties of kacip Fatimah (*Labisia pumila* Blume). *International journal of molecular sciences*, 12(8), 5238-5254.

JAMES, R.A., A.R. RIVELLI, R. MUNNS und S. VON CAEMMERER (2002): Factors affecting CO₂ assimilation, leaf injury and growth in salt-stressed durum wheat. *Functional Plant Biology* 29(12): 1393 – 1403.

JANSEN, D. (2001): Licht in der Innenraumbegrünung. KTBL Arbeitsblatt (Nr. 0700/2001). *Taspo Magazin* 9, 55 – 61.

JO, E.A., R.K. TEWARI, E.J. HAHN und K.Y. PAEK (2009): In vitro sucrose concentration affects growth and acclimatization of *Alocasia amazonica* plantlets. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)* 96(3): 307 – 315.

JOINER, J.N., C.R. JOHNSON und J.K. KRANTZ (1980): Effect of light and nitrogen and potassium levels on growth and light compensation point of *Ficus benjamina* L. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(2).

JOHNSON, C.R., J.K. KRANTZ, J.N. JOINER und C.A. CONOVER (1979): Light compensation point and leaf distribution of *Ficus benjamina* as affected by light intensity and nitrogen-potassium nutrition. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(3): 335 – 338.

JONES, D. L., HODGE, A. und KUZYAKOV, Y. (2004): Plant and mycorrhizal regulation of rhizodeposition. *New Phytologist* 163(3): 459 – 480.

JONES, D.L. und P.R. DARRAH (1992): Resorption of organic-components by roots of *Zea mays* L. and its consequences in the rhizosphere. 1. Resorption of ¹⁴C labeled glucose, mannose and citric-acid. *Plant and Soil* 143, 259 – 266.

JONES, D.L. und P.R. DARRAH (1996): Resorption of organic compounds by roots of *Zea mays* L. and its consequences in the rhizosphere. 3. Characteristics of sugar influx and efflux. *Plant and Soil* 178, 153 – 160.

JONES, D.L., C. NGUYEN und R.D. FINLAY (2009): Carbon flow in the rhizosphere: carbon trading at the soil-root interface. *Plant Soil* 321: 5 – 33.

KAWABATA, A.F. und W.T. NISHIJIMA (2004): Summary of production and handling recommendations for selected foliage plants. *Soil and Crop Management*, SCM-7. Honolulu (HI): University of Hawaii.

KENPEI (2014): Schattenblatt *Ficus benjamina*, <http://de.wikipedia.org/wiki/Birkenfeige>, Stand 14.1.2014.

KEUSKAMP, D.H., S. POLLMANN, L.A.C.J. VOESENEK, A.J.M. PEETERS und R. PIERIK (2010): Auxin transport through PIN-FORMED 3 (PIN3) controls shade avoidance and fitness during competition. Veröffentlicht online vor Druckerscheinung im Dezember 2010. PNAS.

KERR, P.S., T.W. RUFTY und S.C. HUBER (1985): Changes in nonstructural carbohydrates in different parts of soybean (*Glycine max* [L.] Merr.), plants during a light/dark cycle and in extended darkness, *Plant Physiol.* 78, 576 – 581.

KLAUS, S. und A. GZIK (1999): Veränderungen im Zuckergehalt der Wurzeln von Feuchtwiesengräsern unter osmotischem Stress. In: MERBACH, W., L. WITTENMAYER und J. AUGUSTIN: Stoffumsatz im wurzelnahen Raum. Vieweg+Teubner Verlag.

KLUGE, B., A. PETERS, G. WESSOLEK und M. MAI (2011): Bestimmung mikrobieller Aktivität in Böden mittels IR – Thermographie. In: Böden verstehen – Böden nutzen - Böden fit machen, 3. – 9. September 2011, Berlin.

KNUDSON, L. (1917): The toxicity of galactose and mannose for green plants and the antagonistic action of other sugars toward these. *American Journal of Botany* 4(7): 430 – 437.

KOCH, K. (1996): Carbohydrate modulated gene expressions in plants. *Annual Review of Plant Physiology* 47, 509 – 540.

KÖRNER, C. (2008): Stress und Anpassung. In: Bresinsky, A., KÖRNER, C., KADEREIT, J.W., NEUHAUS, G. und SONNEWALD, U.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik. 36. Aufl., Spektrum Verlag, Heidelberg.

KÖRNER, C. (2012): Was steuert das Pflanzenwachstum?. *Biologie in unserer Zeit* 42(4): 238 – 243.

KOK CHIN, C. und G.D. WESTON, G (1975): Sucrose absorption and synthesis by excised *Lycopersicon esculentum* roots. *Phytochemistry* 14(1): 69 – 70.

KUBATSCH, A. (2003): Akklimatisation von Pflanzen – Reisevorbereitung. GrünForum. LA Nr. 10: 38 – 39.

KUBATSCH, A. (2004): Akklimatisation von *Ficus benjamina* und *Schefflera arboricola* an die Temperaturen und Strahlungsintensitäten im Innenraum. Dissertation, Der andere Verlag.

KUBATSCH, A., H. GRÜNEBERG und C. ULRICH (2005): Acclimatization of *Ficus benjamina* and *Schefflera arboricola* to indoor temperatures and low light intensities. *Acta Hort.* (ISHS) 711: 133 – 138.

KÜHN, C., L. BARKER, L. BÜRKLE und W.B. FROMMER (1999): Update on sucrose transport in higher plants. *Journal of Experimental Botany*, 50(Special Issue), 935 – 953.

KÜHNEMANN, F. und W. URBAN (2000): Eine „Atemgasanalyse“ für Pflanzen. Der photoakustische Spurengasnachweis in der Pflanzenphysiologie. *Physikalische Blätter* 56, Nr. 1. Wiley-VCH Verlag, Weinheim.

KUSTER, T.M., P. BLEULERA, M. ARENDA, M.S. GÜNTHARDT-GOERGA und R. SCHULIN (2011): Einfluss von Trockenstress und Lufterwärmung auf Wasserhaushalt, Temperaturregime und Wurzelwachstum von jungen Eichen. In: Bodenkundliche Gesellschaft der Schweiz, BGS Jahrestagung, Knappe Resource Boden – Eine Herausforderung, Abstractband.

KUTSCHERA, U. (2002): Prinzipien der Pflanzenphysiologie. Spektrum Verlag, Heidelberg, Berlin, 2. Auflage.

KUZYAKOV, Y. und D.L. JONES (2006): Glucose uptake by maize roots and its transformation in the rhizosphere. *Soil Biology and Biochemistry* 38(5): 851 – 860.

LARCHER, W. (1976): Ökologie der Pflanzen. 2. Auflage. Ulmer Verlag, Stuttgart.

LARCHER, W. (1994): Ökophysiologie der Pflanzen. Eugen Ulmer, Stuttgart.

LARCHER, W. (2001): Ökophysiologie der Pflanzen: Leben, Leistung und Stressbewältigung der Pflanzen in ihrer Umwelt. 6. Auflage UTB Verlag, Stuttgart.

LEWANDOWSKI, I. (2009): Biomasseentstehung. In: KALTSCHMIDT, M., HARTMANN, H. und HOFBAUER, H. (Hrsg.): Energie aus Biomasse – Grundlagen, Techniken und Verfahren, Springer Berlin Heidelberg.

LI, Q., M. DENG, J. CHEN und R.J. HENNY (2009): Effects of Light Intensity and Paclobutrazol on Growth and Interior Performance of *Pachira aquatica* Aubl. *Hortscience* 44(5): 1291 – 1295.

LIESCHE, J., U. KRÜGEL, H. HE, I. CHINCINSKA, A. HACKEL und C. KÜHN (2011): Sucrose transporter regulation at the transcriptional, post-transcriptional and post-translational level. *Journal of plant physiology* 168(12): 1426 – 1433.

LIETH, H. (1960). Über den Lichtkompensationspunkt der Landpflanzen. *Planta* 54(5): 530 – 554.

LOHR, V.I., C.H. PEARSON-MIMS und G.K. GOODWIN (1996): Interior plants may improve worker productivity and reduce stress in a windowless environment. *Journal of Environmental Horticulture* 14: 97 – 100.

LONG, S.P. und C.J. BERNACCHI (2003): Gas exchange measurements, what can they tell us about the underlying limitations to photosynthesis? Procedures and sources of error. *Journal of Experimental Botany* 54(392): 2393 – 2401.

LUDLOW, M.M. und O. BJÖRKMAN (1984): Paraheliotropic Leaf Movement In Siratro As A Protective Mechanism Against Drought-Induced Damage To Primary Photosynthetic Reactions – Damage By Excessive Light And Heat, *Planta* 161(6).

LÜRSEN, K. (1981): Das Pflanzenhormon Ethylen – Biosynthese, Wirkung auf Pflanzen und Anwendungsmöglichkeiten. *Chemie in unserer Zeit*. 15. Jahrg. Nr. 4.

LUSK, C.H. und F.I. PIPER (2007): Seedling size influences relationships of shade tolerance with carbohydrate storage patterns in a temperate rainforest. *Functional ecology*, 21(1): 78 – 86.

MACNISH, A.J., R.T. LEONARD und T.A. NELL (2011): Sensitivity of Potted Foliage Plant Genotypes to Ethylene and 1-Methylcyclopropene. *HortScience* 46(8): 1127 – 1131.

MAHMUD, T.M.M., S.H. AHMAD, M.Y. FARIDAH und M. RAMLAN (2006): Acclimatization of *Dracaena reflexa* 'Song of India' for simulated shipping conditions. *Acta Hort.* (ISHS) 710.

MAHMUD, T.M.M. (2013): schriftliche Auskunft, Email 13.6.2013. University Putra Malaysia, Department of Crop Science.

MARTINEZ-TRINIDAD, T., W.T. WATSON, M.A. ARNOLD, L. LOMBARDINI und D. APPEL (2009a): Carbohydrate injections as a potential option to improve growth and vitality of live oaks. *Journal of Arboriculture*, 35(3), 142.

MARTINEZ-TRINIDAD, T., W.T. WATSON, M.A. ARNOLD und L. LOMBARDINI (2009b): Investigations of exogenous applications of carbohydrates on the growth and vitality of live oaks. *Urban Forestry und Urban Greening*, 8(1), 41 – 48.

MARTINS, J. P. R., M. PASQUAL, A.D. MARTINS und S.F. RIBEIRA (2015). Effects of salts and sucrose concentrations on in vitro propagation of *Billbergia zebrina* (Herbert) Lindley (Bromeliaceae). *Australian Journal of Crop Science*, 9(1), 85.

MEEROW, A.W. (1993): Container production of palms. In *I International Symposium on Ornamental Palms* 360: 173 – 180.

MENKE, P. (2007): Wo es grünt, wächst auch die Leistung. In: NIESSLEIN, G., ROSDÜCHER, J. SCHMAHL, W. und STETTER, F.: Deutsche Telekom Immobilien und Service GmbH Ratgeber: Mehr Produktivität durch vitale Bürowelten.

MENKE, P. und H. WETTELS (2012): Positionen zur lebenswerten Stadt. Broschüre STIFTUNG GRÜNE STADT. S. 29/30.

MEYER, S., Z.G. CEROVIC, Y. GOULAS, P. MONTPIED, S. DEMOTES-MAINARD, L.P.R.

BIDEL, I. MOYA und E. DREYER (2006): Relationships between optically assessed polyphenols and chlorophyll contents, and leaf mass per area ratio in woody plants: a signature of the carbon–nitrogen balance within leaves?. *Plant, cell und environment* 29(7): 1338 – 1348.

MILKS, R.R., J.N. JOINER, L.A. GARARD, C.A. CONOVER und B. TJIA (1979): Influence of acclimatization on carbohydrate production and translocation of *Ficus benjamina* L. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104 (3). S. 410 – 413.

MITCHELL, R.E. (2008): Florida leads nation in foliage plant production. <http://charlotte.ifas.ufl.edu/horticulture/newsarticles/05292008--FloridaLeadsNationInFoliagePlantProduction.pdf>, Stand 09.11.2012.

MOGHADDAM, M.R.B. und W. VAN DEN ENDE (2012): Sugars and plant innate immunity. *Journal of experimental Botany* 63(11): 3989 – 3998.

MONTEIRO, J.A., T.A. NELL und J. E. BARRETT (2002): Effects of exogenous sucrose on carbohydrate levels, flower respiration and longevity of potted miniature rose (*Rosa hybrida*) flowers during postproduction. *Postharvest biology and technology* 26(2): 221 – 229.

MORCUENDE, R., P. PÉREZ und R. MARTÍNEZ-CARRASCO (1997): Short-term feedback inhibition of photosynthesis in wheat leaves supplied with sucrose and glycerol at two temperatures. *Photosynthetica* 33:179 – 188.

MORGAN, P.W. und M.C. DREW (1997): Ethylene and plant responses to stress. *Physiologia Plantarum* 100: 620 – 630.

MÜHR, B. (2009): Klimakarten, <http://www.klimadiagramme.de/Karten/klimakarten.html>, Stand 27.04.2009.

MYERS, J.A. und K. KITAJIMA (2007): Carbohydrate storage enhances seedling shade and stress tolerance in a neotropical forest. *Journal of Ecology* 95(2): 383 – 395.

NABORS, M.W. (2007): Botanik. Pearson Studium, München.

NAGEL, K.A. (2012): Die Wurzel – Steuerung des Wurzelwachstums, Bodenfruchtbarkeit Teil 5, Innovation 2/2012.

NAOSUKE, N. (1987): Anatomical changes including chloroplast structure in Citrus leaves under different light conditions. *Sci. Rept., Fac. Agr.*, Meijo Univ. 23.

NELL, T.A. (2004): Foliage Plants. In: The Commercial Storage of Fruits, Vegetables, and Florist and Nursery Stocks. Agriculture Handbook No.66. USDA-ARS, Plant Sciences Institute, Beltsville.

NEUMANN, G. und V. RÖMHELD (2007): The Release of Root Exudates as Affected by the Plant's Physiological Status. In: PINTON, R., VARANINI, Z. und NANNIPIERI, P.: The Rhizosphere. CRC Press Taylor und Francis Group, Boca Raton.

NIGZ (2004): Wohlbefinden mit Pflanzen am Arbeitsplatz: die Vorteile von Pflanzen im Büro. Broschüre des Niederländischen Instituts für Gesundheitsförderung und Krankheitsprävention (NIGZ) „Gesundes Grün am Arbeitsplatz“.

NOVER, L. und I. HÖHEFELD (1996): Hohe Temperaturen. In: BRUNOLD, CH., A. RÜEGSEGGER und R. BRÄNDLE (1996): Stress bei Pflanzen. Verlag Paul Haupt. Bern, Stuttgart, Wien.

NOGUCHI, K., C.-S. GO, S.-I. MIYAZAWA, I. TERASHIMA, S. UEDA und T. YOSHINARI (2001): Costs of protein turnover and carbohydrate export in leaves of sun and shade species. *Aust. J. Plant Physiol.* 28: 37 – 47.

NOWAK, J. und R.M. RUDNICKI (1990): Postharvest handling and storage of cut flowers, florist greens and potted plants. Timber Press. Portland, Oregon, USA.

o. V. (2009): REINHARDT-SÜRING-STIFTUNG, Messwerte der Säkularstation Potsdam, http://saekular.pik-potsdam.de/klima/de/klimastart_de.html, Stand 24.04.2009.

o. V. (2010): Dualex[®] 4, Flavonols und Chlorophyll-Meter, Scientific, <ftp://ftp.dynamax.com/DynamaxPDF/Dualex.pdf>, Stand 12.4.2013.

o. V. (2012): Taspo Online: Innenraumbegrünung: Firmengeschäft entwickelt sich besonders gut. <http://taspo.de/aktuell/alle-news/detail/beitrag/43445-innenraumbegruenung-firmengeschaeft-entwickelt-sich-besonders-gut.html>, Stand 12.12.2012.

o. V. (2013): Kohlenhydratdünger, Bud Candy, Advanced Nutrients Europe (NL), <http://www.an-europe.com/DE/BudCandy.html>, Stand 22.10.2013.

o. V. (2014): Sonnenblatt *Ficus benjamina*, Exploring the world of trees, <http://tree-species.blogspot.de/2007/12/ficus-benjamina.html>, Stand 14.1.2014.

PADILLA, F.M., M.T. PEÑA-FLEITAS, M. GALLARDO und R.B. THOMPSON (2014): Evaluation of optical sensor measurements of canopy reflectance and of leaf flavonols and chlorophyll contents to assess crop nitrogen status of muskmelon. *Europ. J. Agronomy* 58, 39 – 52.

PAUL, M.J. und S.P. DRISCOLL (1997): Sugar repression of photosynthesis: the role of carbohydrates in signalling nitrogen deficiency through source:sink imbalance. *Plant, Cell and Environment* 20: 110 – 116.

PAUL, M.J., und C.H. FOYER (2001): Sink regulation of photosynthesis. *Journal of Experimental Botany* 52(360): 1383 – 1400.

PEARSON-MIMS, C.H. und V.I. LOHR (2000): Reported impacts of interior plantscaping in office environments in the United States. *HortTechnology* 10(1): 82 – 86.

PENNISI, S.V., M.W. VAN IERSEL und S.E. BURNETT (2005): Photosynthetic irradiance and nutrition effects on growth of English Ivy in subirrigation systems. *HortScience* 40(6): 1740 – 1745.

PERCIVAL, G.C. (2004): Sugar feeding enhances root vigor of young trees following containerization. *Journal of Arboriculture* 30(6): 357 – 364.

PERCIVAL, G.C., G.A. FRASER und S. BARNES (2004): Soil injections of carbohydrates improve fine root growth of established urban trees. *Arboricultural Journal* 28(1-2): 95 – 101.

PERCIVAL, G.C. und G.A. FRASER (2005): Use of sugars to improve root growth and increase transplant success of Birch (*Betula pendula* Roth.). *Journal of Arboriculture* 31(2), 66 – 77.

PETERSON, J.C., J.N. SACALIS und D.J. DURKIN (1980): Promotion of leaf abscission in intact *Ficus benjamina* by exposure to water stress. *Journal of the American Society for Horticultural Science* Vol. 105.6: 788 – 793.

POOLE, R.T. und C.A. CONOVER (1981): Influence of maximum air temperatures and irrigation frequencies during high temperature periods on growth of four foliage plants. *HortScience* 6(5): 463 – 464.

POOLE, R.T. und C.A. CONOVER (1982): Influence of cultural conditions on simulated shipping of *Ficus benjamina* L. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 95: 172 – 173.

POOLE, R.T. und C.A. CONOVER (1982): Influence of cultural conditions on simulated shipping of *Ficus benjamina*. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 95: 172 – 173.

POOLE, R.T. und C.A. CONOVER (1983): Influence of simulated shipping environments on foliage plant quality. *HortScience* 18 (2).

POOLE, R.T., C.A. CONOVER und J. BEN-JAACOV (1984): Long-term storage of foliage plants. *Scientia Horticulturae* 24. Elsevier Science Publishers B.V. Amsterdam.

POOLE, R.T. und C.A. CONOVER (1986): Growth of *Cissus*, *Dracaena* and *Syngonium* at different fertilizer, irrigation and soil temperatures. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* 99: 268 – 269.

POOLE, R.T. und C.A. CONOVER (1990): Effects of light intensity and fertilizer formulation on six foliage plants growing indoors. Univ. of Fla., IFAS, Agricultural Research and Education Center, *Research Report* RH-90-16.

POORTER, L. und K. KITAJIMA (2007): Carbohydrate storage and light requirements of tropical moist and dry forest tree species. *Ecology* 88 (4): 1000 – 1011.

RAMSHORN, K. (1960): Endogene Zucker und aerobe Zuckeraufnahme in meristematischen Wurzelspitzen von *Vicia faba*. *Naturwissenschaften* 47(19): 445 – 446.

RANGE, H. (2010): Grünpflanzen mit Gütezeichen. *DEGA Produktion und Handel* 1/2010.

RAUSCH, T. (1991): The hexose transporters at the plasma membrane and the tonoplast of higher plants. *Physiologia Plantarum* 82(1): 134 – 142.

RAUSCH, T. (1999): Wenn Pflanzen in Stress geraten. *Forschungsmagazin der Universität Heidelberg „Ruberto Carola“* 1(99).

REED, D.W. (2008): Methods of light acclimatization, Lichtkompensationspunkt, Akklimation, <http://generalhorticulture.tamu.edu/lectsupl/Light/light.html>, Stand 17.2.2010.

RECH, W. (2014): Kohlenhydratdünger, Vitanal, Dr. Rechts Vitanal GmbH, <http://www.vitanal.de/vitanal/informationen-vitanal/wirkungsweise.html>, Stand 22.10.2013.

REIDEL, E.J., E.A. RENNIE, V. AMIARD, L. CHENG und R. TURGEON (2009): Phloem loading strategies in three plant species that transport sugar alcohols. *Plant physiology* 149: 1601 – 1608.

REINHOLD, L. und A. KAPLAN (1984): Membrane transport of sugars and amino acids. *Annual Review of Plant Physiology* 35(1): 45 – 83.

REYES, T., T.A. NELL, J.E. BARRETT und C.A. CONOVER (1996a): Irradiance level and fertilizer rate affect acclimatization of *Chamaedorea elegans* Mart. *HortScience* Vol. 31(5): 839 – 842.

REYES, T., T.A. NELL, J.E. BARRETT und C.A. CONOVER (1996b): Testing the light acclimatization potential of *Chrysalidocarpus lutescens* Wendl. *HortScience* 31(7): 1203 – 1206.

REYMOND, P. und E.E. EDMOND (1998): Jasmonate and salicylate as global signals for defense gene expression. *Current Opinion in Plant Biology*, Volume 1, Issue 5: 404 – 411.

RICHTER, G. (1997): Stoffwechselphysiologie der Pflanzen: Physiologie und Biochemie des Primär-und Sekundärstoffwechsels. Georg Thieme Verlag.

RICHTER, C. (2006): Lehrbrief Einführung in die Biometrie (Humboldt-Universität zu Berlin, Landwirtschaftlich-Gärtnerische Fakultät), 1. Auflage.

ROGMANS, O. (2006): Gartenbaubetrieb Otto Rogmans – Richtige Mischung aus Tradition und Innovation. *Taspo* Juli 2006, Heft Nr. 28, Sonderbeilage „100 Jahre Rheinland“.

ROITSCH, T. und W. TANNER (1996): Cell wall invertase: Bridging the gap. *Botanica Acta* 109: 90 – 93.

ROITSCH, T. (1999): Source-sink regulation by sugar and stress. *Current opinion in plant biology* 2(3): 198 – 206.

ROLLAND, F., E. BAENA-GONZALEZ und J. SHEEN (2006): Sugar sensing and signaling in plants: conserved and novel mechanisms. *Annual Review of Plant Biology* 57: 675 – 709.

SACCHI, G.A., A. ABRUZZESE, G. LUCCHINI, F. FIORANI und S. COCUCCI (2000): Efflux and active re-absorption of glucose in roots of cotton plants grown under saline conditions. *Plant and Soil* 220(1-2): 1 – 11.

SANDOVAL, E. (2012): schriftliche Auskunft, Email 6.11.2012. Firma SouthEastGrowers, USA

SARRACINO, J.M., R. MERRITT und C.K. CHIN (1992): Light acclimatization potential of *Leea coccinia* and *Leea rubra* grown under low light-flux. *HortScience* 27 (5): 404 – 406.

SAUER, N. und J. STOLZ (1994): SUC1 and SUC2: two sucrose transporters from *Arabidopsis thaliana*; expression and characterization in baker's yeast and identification of the histidine-tagged protein. *The Plant journal for cell and molecular biology* 6: 67 – 77.

SCHMITT, J. und R.D. WULFF (1993): Light spectral quality, phytochrome and plant competition. *Trends in Ecology and Evolution* 8(2): 47 – 51.

SCHOPFER, P. und A. BRENNICKE (2006): Pflanzenphysiologie. 6. Auflage. Spektrum Verlag, München.

SCHUBERT, S. (2006): Pflanzenernährung – Grundwissen Bachelor. Verlag Ulmer, Stuttgart.

SHERSON, S.M., G. HEMMANN, G. WALLACE, S. FORBES, V. GERMAIN, R. STADLER, N. BECHTOLD, N. SAUER und S.M. SMITH (2000): Monosaccharide/proton symporter AtSTP1 plays a major role in uptake and response of *Arabidopsis* seeds and seedlings to sugars. *The Plant Journal* 24(6): 849 – 857.

SHIGO, A.L. (1994): Moderne Baumpflege. Grundlagen der Baumbiologie. Thalackerverlag, Braunschweig.

SMITH, A., M. TUCKER und M. PITT (2011): Healthy, productive workplaces: towards a case for interior plantscaping. *Facilities* 29(5/6): 209 – 223.

STAMPS, R.H. (2009): Use of colored shade netting in horticulture. *HortScience* 44(2): 239 – 241.

STEINKAMP, K., C.A. CONOVER und R.T. POOLE (1991): Acclimatization of *Ficus benjamina*: A Review. University of Florida, CFREC-A *Research Report* RH-91-5.

STEPHENS, R. (2003): Improving efficiencies within the nursery industry. *The Nursery Papers*. Issue 2003/06.

STEWART, A.J., W. CHAPMAN, G.I. JENKINS, I. GRAHAM, T. MARTIN und A. CROZIER (2001): The effect of nitrogen and phosphorus deficiency on flavonol accumulation in plant tissues. *Plant, Cell & Environment*, 24: 1189–1197.

STUBBS, V.E.C., D. STANDING, O.G.G. KNOX, K. KILLHAM, A.G. BENGOUGH und B. GRIFFITHS (2004): Root Border Cells Take Up and Release Glucose-C. *Annals of Botany* 93(2): 221 – 224.

STRASSER, R.J., A. SRIVASTAVA und P. HALDIMANN (1996): Licht. In: BRUNOLD, CH., A. RÜEGSEGGER und R. BRÄNDLE (1996): Stress bei Pflanzen. Verlag Paul Haupt. Bern, Stuttgart, Wien.

TAIZ, L. und E. ZEIGER (2000): Physiologie der Pflanzen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg/Berlin.

TAKAHASHI, F., K. SATO-NARA, K. KOBAYASHI, M. SUZUKI und H. SUZUKI (2003): Sugar-induced adventitious roots in *Arabidopsis* seedlings. *Journal of Plant Research* 116(2): 83 – 91.

TEBYANI, T. (2013): Kohlenhydratdünger, Hesi Wurzel Complex, Firma HESI, <http://www.hesi-duenger.de/>, Stand 22.10.2013.

THOMAS, D.R. und N.R. WEIR (1967): A note on sucrose and glucose uptake by apical segments of tomato roots. *New Phytologist* 66(1): 125 – 129.

TREMBLAY, N., C. BÉLEC, S. JENNI, É. FORTIER und R. MELLGREN (2009): The Dualex – a new tool to determine nitrogen sufficiency in Broccoli. *Acta Hort.* (ISHS) 824: 121 – 132.

TREMBLAY, N., Z. WANG und Z.G. CEROVIC (2012): Sensing crop nitrogen status with fluorescence indicators. A review. Official journal of the Institut National de la Recherche Agronomique (INRA). *Agron. Sustain. Dev.* 32: 451 – 464.

TURNER, M.A., D.W. REED und D.L. MORGAN (1987): A comparison of light acclimatization methods for reduction of interior leaf drop in *Ficus* spp. *J. Environ. Hort.* 5(3): 102 – 104.

URGINOVITS, M. (1980): Zuckeranalyse mit GC, HPLC, DC und enzymatisch—Ein Vergleich der Methoden. *Chromatographia*, 13(7), 386-394.

ULLRICH, H. und U. HEBER (1957): Über die Schutzwirkung der Zucker bei der Frostresistenz von Winterweizen. *Planta* 48(6): 724 – 728.

VALLADARES, F. und Ü. NIINEMETS (2008): Shade tolerance, a key plant feature of complex nature and consequences. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 39(1): 237.

VDLUFA (1991): Methodenbuch Band I, Teil A, Die Untersuchung von Böden, VDLUFA-Verlag Darmstadt, 1991.

VAN TRIGT, Q. (2013): schriftliche Auskunft und Fotos, E-Mail 6.02.2013. Firma Fachjan, NL.

VENEKLAAS, E.J. und L. POORTER (1998): Growth and carbon partitioning of tropical tree seedlings in contrasting light environments. In: LAMBERS, H., H. POORTER und M.M.I. VAN VUUREN (Hrsg.), *Inherent Variation in plant growth; physiological mechanisms and ecological consequences*. Backhuys Publishers, Leiden: 41 – 60.

VENEKLAAS, E.J. und F. DEN OUDEN (2005): Dynamics of non-structural carbohydrates in two *Ficus* species after transfer to deep shade. *Environmental and Experimental Botany* 54: 148 – 154.

VIELER, K. (2007): Untersuchungen zum Einfluss von Licht auf Morphologie und Zuckergehalte von *Ficus benjamina* L. Masterarbeit Humboldt-Universität zu Berlin (LGF).

VOGELEZANG, J.V.M (1991): Effect of root-zone and air temperature on growth, ornamental value and keepability of *Ficus benjamina* and *Schefflera arboricola* 'Compacta'. *Scientia Horticulturae* 46: 301 – 313.

VOLM, C. (2002): Innenraumbegrünung in Theorie und Praxis. Ulmer Verlag, Stuttgart.

WANG, S.Y., C.Y. WANG und A.R. WELLBURN (1990): Role of ethylen under stress conditions. In: ALSCHER, R.G. und CUMMING, J.R.: Stress responses in plants: Adaption and acclimation mechanisms. Wiley-Liss, New York.

WASTERNAK, C. (2007): Jasmonates: An Update on Biosynthesis, Signal Transduction and Action in Plant Stress Response, Growth and Development. *Annals of Botany* 100(4): 681 – 697

WEBB, K.L. und J.W. BURLEY (1962): Sorbitol Translocation in Apple. *Science* 137: 766.

WELBY, E.M. und B. MCGREGOR (2004): Agricultural Export Transportation Handbook. U.S. Dept. of Agriculture, Agricultural Marketing Service.

WOLTERING, E.J. (1986): Sensitivity of various foliage and flowering potted plants to ethylene. *Acta Horticulturae* 181. Post-Harvest Physiology of Ornamentals.

WILLIAMS, L.E., R. LEMOINE und N. SAUER (2000): Sugar transporters in higher plants—a diversity of roles and complex regulation. *Trends in plant science*, 5(7), 283 – 290.

WILLIAMS, J. (2002): Acclimatization. Indoor plants, Hort 2144 (<http://www.filebox.vt.edu/users/williamj/hort2144/acclim-lec.pdf>).

WINKHOFF, J. (2013): Definition der Qualität von Gemüse und Obst. Fachgruppe Gemüsebau im Zentralverband Gartenbau e.V., <http://www.gemuesebau.org/qualitaet.htm>, Stand 26.6.2013.

WINDER, T.L., J. SUN, T.W. OKITA und G.E. EDWARDS (1998): Evidence of the occurrence of feedback inhibition of photosynthesis in rice. *Plant Cell Physiol* 39: 813 – 820.

WINTER, H. und S.C. HUBER (2000): Regulation of sucrose metabolism in higher plants: Localization and regulation of activity key enzymes. *Critical Reviews in Plant Sciences* Vol. 19(1).

WITTSTOCK, B. (2012): Lichtmessungen Hörsaal Humboldt-Universität zu Berlin, unveröffentlicht.

WYSE, R. (1979): Sucrose uptake by sugar beet tap root tissue. *Plant physiology*, 64(5), 837 – 841.

XIA, J.H. und P.H. SAGLIO (1988): Characterization of the hexose transport system in maize root tips. *Plant physiology* 88(4): 1015 – 1020.

YAMADA, K., M. KANAI, Y. OSAKABE, H. OHIRAKI, K. SHINOZAKI und K. YAMAGUCHI-SHINOZAKI (2011): Monosaccharide Absorption Activity of Arabidopsis Roots Depends on Expression Profiles of Transporter Genes under High Salinity Conditions. *Journal of Biological Chemistry* 286(50): 43577 – 43586.

YORDANOV, I., V. VELIKOVA und T. TSONEV (2000): Plant responses to drought, acclimation, and stress tolerance. *Photosynthetica* 38(2): 171 – 186.

ZIMMERMANN, M.Z.H. (1975): List of sugars and sugar alcohols in sieve-tube exudates. In: ZIMMERMANN, M.H., MILBURN, J.A., eds. *Encyclopedia of Plant Physiology*. Berlin: Springer-Verlag, 480 – 503.

12 Anhang

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis	A-2
------------------------------	------------

Tabellenverzeichnis	A-2
----------------------------	------------

1. Ergänzungen zu Material und Methode	A-5
-----------------------------------------------	------------

1.1. Material und Geräte	A-5
--------------------------	-----

1.2. Pflanzenschutz	A-7
---------------------	-----

1.3. Dünger	A-7
-------------	-----

1.4. Beschreibung der Probenahme und -aufbereitung	A-8
----------------------------------------------------	-----

1.5. Beschreibung Zuckeranalyse	A-8
---------------------------------	-----

1.6. Beschreibung Stärkeanalyse	A-9
---------------------------------	-----

1.7. Bonitur	A-10
--------------	------

1.8. Gasechselmessungen CO ₂	A-11
-----------------------------------------	------

2. Versuchsdurchführung	A-13
--------------------------------	-------------

3. Lichtverhältnisse im Innenraum	A-14
------------------------------------------	-------------

3.1. Transmission	A-14
-------------------	------

3.2. Einstrahlung	A-14
-------------------	------

4. Zusammenfassung zur Lichtakklimatisation und Saccharosedüngung	A-15
--------------------------------------------------------------------------	-------------

5. Versuchsergebnisse	A-16
------------------------------	-------------

5.1. Versuch 1 <i>Ficus benjamina</i>	A-16
---------------------------------------	------

5.2. Versuch 1 <i>Chamaedorea elegans</i>	A-21
-------------------------------------------	------

5.3. Versuch 2 <i>Ficus benjamina</i>	A-23
---------------------------------------	------

5.4. Versuch 2 <i>Chamaedorea elegans</i>	A-27
-------------------------------------------	------

5.5. Versuch 3	A-30
----------------	------

5.6. Versuch 4	A-31
----------------	------

Abbildungsverzeichnis

A-Abb. 1: Zusammenhang zwischen Blattfläche und Blattfrischmasse bei <i>Ficus benjamina</i> .	A-11
A-Abb. 2: Zusammenhang zwischen Wedelfläche und Wedelfrischmasse bei <i>Chamaedorea elegans</i> .	A-11
A-Abb. 3: Strahlungsspektrum der Philips Metallhalogendampflampe (Koninklijke Philips Electronics N.V. 2011).	A-12
A-Abb. 4: Transmissionsrate der Doppelverglasung (Floatglas) für den in Versuch 1 und 2 genutzten Hörsaal; basierend auf Messungen der photosynthetisch aktiven Strahlung (PAR).	A-14
A-Abb. 5: Beispielhafte Tagesgänge der Einstrahlungsintensität während einer Woche (Zeitraum 14.3.12 – 21.3.12) im für die Versuche 1 und 2 genutzten Hörsaal (WITTSTOCK 2012).	A-15

Tabellenverzeichnis

A-Tab. 1: Übriges Material	A-5
A-Tab. 2: Geräte und Zubehör	A-6
A-Tab. 3: Angewandte Pflanzenschutzmittel	A-7
A-Tab. 4: Probennahme und -aufbereitung	A-8
A-Tab. 5: Arbeitsschritte zur Probenaufbereitung für die Zuckeranalyse	A-8
A-Tab. 6: Bedingungen für die HPLC-Messungen	A-9
A-Tab. 7: Probenaufbereitung für die Stärkeanalyse (ASU 2003)	A-9
A-Tab. 8: Chemikalien für die Kohlenhydratanalysen	A-10
A-Tab. 9: Bonitur- und Erntetermine der einzelnen Versuche	A-10
A-Tab. 10: Übersicht über die Versuchsbedingungen Versuchsphasen der Versuche 1 und 2.	A-13
A-Tab. 11: Übersicht über die Versuchsbedingungen der Versuche 3 und 4.	A-14
A-Tab. 12: Einfluss der Lichtakklimatisation (50 %) auf die Qualität von <i>Ficus benjamina</i> und <i>Chamaedorea elegans</i> [0 _{ohne} , + _{positiv} , - _{negativ}].	A-15
A-Tab. 13: Einfluss der Saccharosedüngung (7,5 g l ⁻¹ bzw. 1 g l ⁻¹) auf die Qualität von <i>Ficus benjamina</i> und <i>Chamaedorea elegans</i> [0 _{ohne} , + _{positiv} , - _{negativ} , () _{tendenziell}].	A-16
A-Tab. 14: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanzgehalt von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 1, S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-17
A-Tab. 15: Verhältnis von Trieb- zu Wurzelmasse bei <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 1, S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-18
A-Tab. 16: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt der Pflanzenorgane von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-18
A-Tab. 17: Kohlenhydratgehalte von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-19

A-Tab. 18: Morphologische Parameter von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert, MW = Mittelwert, Stabw = Standardabweichung.	A-20
A-Tab. 19: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanzgehalt von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-21
A-Tab. 20: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt von Blatt, Stamm und Wurzel von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-22
A-Tab. 21: Kohlenhydratgehalt von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-23
A-Tab. 22: Morphologische Parameter von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.	A-23
A-Tab. 23: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanz von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung, TS = Trockensubstanzgehalt, Stabw = Standardabweichung.	A-24
A-Tab. 24: Trieb/Wurzelverhältnis bei <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	A-25
A-Tab. 25: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt von Blatt, Stamm und Wurzel von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	A-25
A-Tab. 26: Kohlenhydratgehalt von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	A-26
A-Tab. 27: Morphologische Parameter von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	A-27
A-Tab. 28: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanz von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	28
A-Tab. 29: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt von Blatt, Stamm und Wurzel von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	A-29

A-Tab. 30: Kohlenhydratgehalte von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung, MW = Mittelwert, Stabw = Standardabweichung.	A-30
A-Tab. 31: Morphologische Parameter von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung, MW = Mittelwert, Stabw = Standardabweichung.	A-30
A-Tab. 32: CO ₂ -Bilanz/Nettophotosynthese bei <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 2.	A-31
A-Tab. 33: CO ₂ -Bilanz/Nettophotosynthese bei <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 2; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.	A-31
A-Tab. 34: Morphologische Parameter von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 3; oZ = Kontrolle, mZ = Saccharosedüngung.	A-31
A-Tab. 35: Morphologische Parameter von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 3; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	A-32
A-Tab. 36: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von <i>Ficus benjamina</i> und <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 3; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	A-32
A-Tab. 37: Vitalität von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	A-32
A-Tab. 38: Vitalität von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	A-33
A-Tab. 39: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von <i>Ficus benjamina</i> aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	A-33
A-Tab. 40: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von <i>Chamaedorea elegans</i> aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.	A-33

1. Ergänzungen zu Material und Methode

1.1 Material und Geräte

A-Tab. 1: Übriges Material

Vermehrungsmaterial	Bemerkung
PE-Tüten	1 l Fassungsvermögen
Multitopfpalette	Schwarzer Kunststoff, Maße 43 x 28 cm, 35 Einzelplätze gelocht á 5 x 5 cm
Substrat Gramoflor	Typ Vermehrungssubstrat mit Perlite
Material zur Weiterkultur	Bemerkung
Kultursubstrat Gramoflor	Typ Topfsubstrat+Ton+Fe
Schattiergewebe	Grün, Schattiergrad einlagig 50 %
Holzgestell für Schattiergewebe	Maße für <i>Ficus</i> -Kultur: H 1,0 x L 5,0 x B 0,7 m Maße <i>Chamaedorea</i> -Kultur: H 0,7 x L 5,0 x B 0,7 m
Kunststofftöpfe	Größe 11 und 12 cm
Anstautische	Aluminium, Maße 1,45 x 5,10 m, Fa. KANO
Material für Kohlenhydratanalysen	Bemerkung
Messkolben	10 ml, 20 ml, 100 ml
Spritzenvorsatzfilter	PTFE-Membran, 45 µm, 13 mm
Vials/Probenflaschen/Rollrandflaschen	2 ml, Braunglas, Fa. Wicom
Deckel Vials/Bördekappen	Farblos lackiertes Aluminium mit Septum, Fa. Wicom
Magnetrührstäbchen	1,5 cm
Faltenfilter	125 mm, 65 g/m ² , 3 hw, Fa. VWR
Faltenfilter	185 mm, 595 ½, Fa. VWR
Vollpipette	2 ml, 20 ml, 25 ml, 30 ml
Peleusball/Pipettierball	Fa. VWR
Sonstiges Material	Bemerkung
Druckverschlussbeutel	PE 60 x 80 mm
Schere	Rosenschere Felco
Exsikkator	Klarglas, d = 300 mm
Acrylglasküvette	Maße 52 x 32 x 50 cm, 83,20 Liter Fassungsvermögen
Metallhalogendampflampe, Typ MASTERColour CDM-TD 150W/942	Philips
Blumenpackpapier	braun 70 g/m ²

A-Tab. 2: Geräte und Zubehör

Labor- und Messgeräte	Hersteller
Quantum Sensor Model PAR Lite	Kipp und Zonen
Datenlogger	Ahlborn, Typ Almemo
CO ₂ -Messgerät GM70, Sonden-Typ GMP222, und Datenlogger	Vaisala CARBOCAP™
SPAD-502	Konica Minolta
Dualex	Force A
Digitalkamera FinePix F30 f = 8-24mm	Fuji
Digitalkamera D3000, AF-S DX Nikkor 18-55 mm 1:3,5-5,6G	Nikon
HPLC	Shimadzu
HPLC- Polymersäule Aminex HPX 87P, 300 x 7,8 mm	Bio-Rad Laboratories
Magnetrührplatte Telesystem 15	Thermo Scientific Variomag
Edelstahl-Wasserbad Aqualine	LAUDA
Polarimeter	SCHMIDT+HAENSCH
Analysewaage BP 610	Sartorius
Gefriertrocknungsanlage Modell Beta 1-16	Christ
Kaffeemühle PREP'LINE 850	Tefal
Trockenschrank Typ UT 6760	Heraeus-Vötsch
Gefriertruhe	Grönland
pH- und EC-Messgerät	Combo Modell HI 98130 HANNA Instruments
Blattflächenmessgerät Area Meter Model 3100	Bachofer
Klimakammer Typ HPS 1500/60/S	Heraeus-Vötsch
Delta-Aqua Feuchte-Temperaturfühler	d.b.g.

1.2 Pflanzenschutz

A-Tab. 3: Angewandte Pflanzenschutzmittel

Termin	Kultur	Schaderreger	Pflanzen-Schutzmittel	Konzentration	Wirkstoff
27.11.2009	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Spinnmilben	Conserve	0,075 %	Spinosad
07.05.2010	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Thripse	Conserve	0,075 %	Spinosad
21.09.2010	<i>Chamaedorea</i>	Spinnmilben	Vertimec	0,1 %	Abamectin
17.08.2010	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Spinnmilben	Vertimec	0,1 %	Abamectin
11.11.2010	<i>Ficus</i>	Spinnmilben	Masai	0,02 %	Tebufenpyrad
29.10.2010	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Blattläuse	Mospilan	0,025 %	Acetamiprid
03.02.2011	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Wollläuse	Neudosan Neu	2 %	Kali-Seife
14.03.2011	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Wollläuse	Neudosan Neu	2 %	Kali-Seife
17.03.2011	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Wollläuse	Neudosan Neu	2 %	Kali-Seife
28.03.2011	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Wollläuse	Neudosan Neu	2 %	Kali-Seife
25.05.2011	<i>Ficus, Chamaedorea</i>	Blattläuse	Neudosan Neu	2 %	Kali-Seife

1.3 Dünger

Flüssigdüngung mit WUXAL Super und Manna LIN M

Jeder Topf der Varianten wurde abhängig vom Versuch wöchentlich bzw. 14-tägig mit 100 ml WUXAL Super (NPK-Düngerlösung 8-8-6) oder Manna LIN M Lösung (NPK-Dünger mit Magnesium 15-10-15(2)) in der Konzentration 0,2 % gedüngt. Das entspricht 0,2 ml Dünger je 100 ml Lösung.

WUXAL Super:

8 % N Gesamtstickstoff, davon 2,3 % N Nitratstickstoff, 3,7 % N Ammoniumstickstoff, 2,0 % N Carbamidstickstoff, 8 % P₂O₅ wasserlösliches Phosphat, 6 % K₂O wasserlösliches Kaliumoxid, Spurenelemente (0,01 % B, 0,004 % Cu, 0,02 % Fe, 0,012 % Mn, 0,001 % Mo, 0,004 % Zn)

Manna LIN M:

15 % N Gesamtstickstoff, davon 4,5 % N Nitratstickstoff und 10,5 % N Ammoniumstickstoff, 10 % P₂O₅ neutral-ammoncitratlöslich und wasserlösliches Phosphat, 15 % K₂O wasserlösliches Kaliumoxid, 2 % MgO wasserlösliches Magnesiumoxid, Spurenelemente (0,025 % B, 0,005 % Cu, 0,06 % Fe, 0,025 % Mn, 0,0025 % Mo, 0,02 % Zn).

Von den genannten Hauptnährelementen erhielten die Pflanzen dementsprechend je Flüssigdüngung mit WUXAL Super 16 mg Stickstoffanteile, 16 mg Phosphatanteile und 8 mg Kaliumoxidanteile. Bei einer Flüssigdüngung mit Manna LIN M 30 mg Stickstoffanteile, 20 mg Phosphatanteile und 30 mg Kaliumoxidanteile.

1.4 Probennahme und -aufbereitung

A-Tab. 4: Probennahme und -aufbereitung

Arbeitsschritt	Beschreibung
Beprobung	Nach Blatt, Stamm bzw. Wedelstängel und Wurzel getrennt; jeweils Mischprobe aus zwei Pflanzen
Frischmassebestimmung	Masse auf Hundertstel Gramm
Lagerung	-20°C im Gefrierschrank in PE-Tüten
Trocknung	Gefriertrockenanlage für mind. 48 Stunden
Trockenmassebestimmung	Masse auf Hundertstel Gramm
Zerkleinerung	Elektrische Kaffeemühle, fein
Lagerung	Druckverschlussbeutel im Exsikkator

1.5 Zuckeranalyse

A-Tab. 5: Arbeitsschritte zur Probenaufbereitung für die Zuckeranalyse

Arbeitsschritt	Beschreibung
Einwaage	160 mg Probe in 20-ml-Messkolben, danach Zugabe eines Rührstäbchens und 10 ml VE-Wasser
Extraktion	Im Wasserbad für 60 min. bei 75 °C unter Rühren, danach Abkühlen auf Zimmertemperatur; Entfernen des Rührstäbchens und Abspülen mit VE-Wasser
Klären	Zugabe von jeweils 2 ml Carrez-Lösung I (Kaliumhexacyanoferrat(II)-Trihydrat) und II (Zinkacetat-Dihydrat) unter Umschwenken; Auffüllen mit VE-Wasser bis zur Marke, Lösung schütteln und absetzen lassen
Filtration 1	Durch einen trockenen Faltenfilter (125 mm, 65 g/m ² , 3 hw)
Filtration 2	Durch einen Spritzenvorsatzfilter (PTFE-Membran, 45 µm, 13 mm) in 2 ml Vial (Probengefäß)
Messung	HPLC-System Shimadzu, Polymersäule

A-Tab. 6: Bedingungen für die HPLC-Messungen

Bedingung	Material, Einstellung
Stationäre Phase (Trennsäule)	Polymersäule
Mobile Phase (Eluent)	VE-Wasser
Betriebstemperatur Ofen	80 °C
Injektionsmenge	20 µl
Fliesgeschwindigkeit (flow)	0,8 ml/min.
Laufzeit je Probe	40 – 45 min.
Methodenbezeichnung	ZUCKER.M01
Standard extern	Fructose, Glucose, Saccharose 1 mg/ml sowie 5 mg/ml

1.6 Stärkeanalyse

A-Tab. 7: Probenaufbereitung für die Stärkeanalyse (ASU 2003)

Arbeitsschritt	Beschreibung
<i>Hauptversuch</i>	<i>Stärkeextraktion</i>
Einwaage	2,5 g Mischprobe in 100-ml-Messkolben (<i>Ficus benjamina</i>) 1,5 g Mischprobe in 100-ml-Messkolben (<i>Chamaedorea elegans</i>)
Extraktion	2 x 25 ml Salzsäure ($c = 0,31 \text{ mol/l}$) in siedendem Wasserbad 15 min.
Abkühlen	Aus dem Wasserbad entfernen und Zugabe von 30 ml tiefgekühltem VE-Wasser, weiteres Abkühlen unter fließendem Wasser bis auf Zimmertemperatur
Enteiweißen (Klären)	Zugabe von jeweils 4 ml Carrez-Lösung I und II mittels Vollpipette, Auffüllen bis Marke und schütteln
Filtrieren	Nach Absetzen der Lösung durch Faltenfilter 185 mm, 595 1/2
Messung	Polarimeter Fortsetzung Tab. 11
Arbeitsschritt	Beschreibung
<i>Blindversuch</i>	<i>Extraktion der übrigen optischen Stoffe</i>
Einwaage	5 g Mischprobe in 100-ml-Messkolben (<i>Ficus benjamina</i>) 3 g Mischprobe in 100-ml-Messkolben (<i>Chamaedorea elegans</i>)
Extraktion 1	In 70 ml Ethanol (40 %), Zugabe Magnetührstäbchen, 1 h Magnetührer
Filtration	Nach Entfernen des Rührmagneten mit Ethanol bis zur Marke auffüllen
Extraktion 2	50 ml des stärkefreien Filtrats in 100-ml-Messkolben pipettiert und mit 2 ml Salzsäure ($w = 25\%$) versetzt; siedendes Wasserbad 15 min.
weiteres Vorgehen wie Hauptversuch	

A-Tab. 8: Chemikalien für die Kohlenhydratanalysen

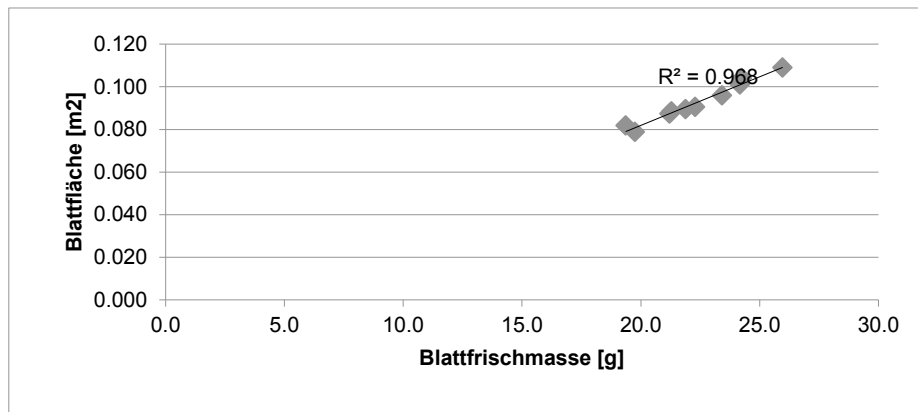
Chemikalie	Gebrauchskonzentration
Salzsäure	$c = 0,31 \text{ mol/l}$ sowie $w = 25 \%$
Kaliumhexacyanoferrat (II)-Trihydrat (Carrez I)	150 g/l VE-Wasser
Zinkacetat-Dihydrat (Carrez II)	230 g/l VE-Wasser
Ethanol	40 %
Fructose	1 mg/ml, 5 mg/ml
Glucose	1 mg/ml, 5 mg/ml
Saccharose	1 mg/ml, 5 mg/ml

1.7 Bonitur

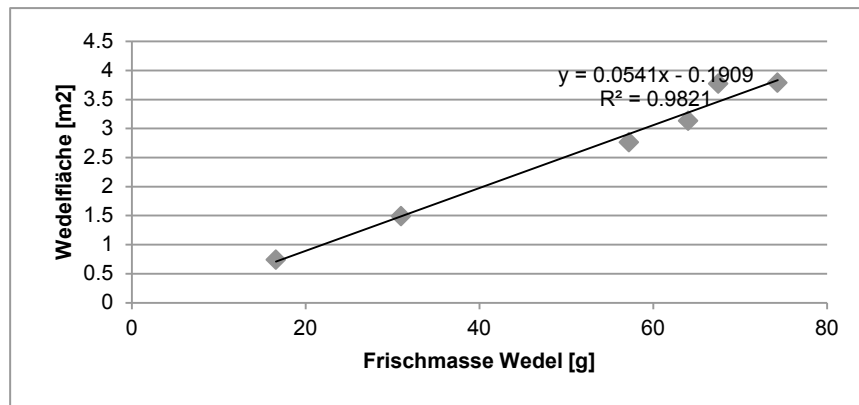
A-Tab. 9: Bonitur- und Erntetermine der einzelnen Versuche

Versuch	Bonitur	Beprobung
1	15.01.2010	14.01.2010
	12.03.2010	15.03.2010
	09.04.2010	01.04.2010
	14.05.2010	17.05.2010
	12.08.2010	18.08.2010
2	30.07.2010	02.08.2010
	05.10.2010	07.10.2010
	29.10.2010	22.10.2010
	16.12.2010	15.12.2010
	04.04.2011	07.04.2011
3	06.06.2012	08.06.2012
4	16.05.2011	keine
	14.06.2012	keine

1.8 Gaswechselformungen – CO₂

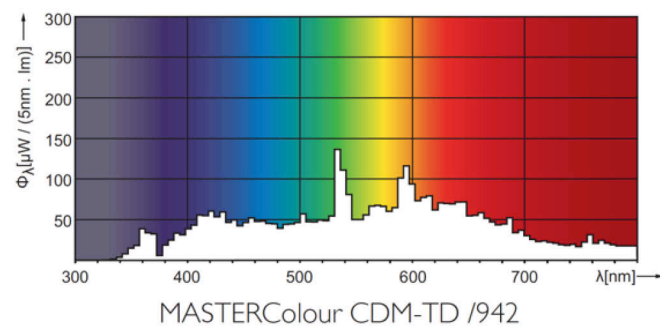


A-Abb. 1: Zusammenhang zwischen Blattfläche und Blattfrischmasse bei *Ficus benjamina*.



A-Abb. 2: Zusammenhang zwischen Wedelfläche und Wedelfrischmasse bei *Chamaedorea elegans*.

Photometrische Daten



A-Abb. 3: Strahlungsspektrum der Philips Metallhalogendampflampe (Koninklijke Philips Electronics N.V. 2011).

2. Versuchsdurchführung

A-Tab. 10: Übersicht über die Versuchsbedingungen Versuchsphasen der Versuche 1 und 2.

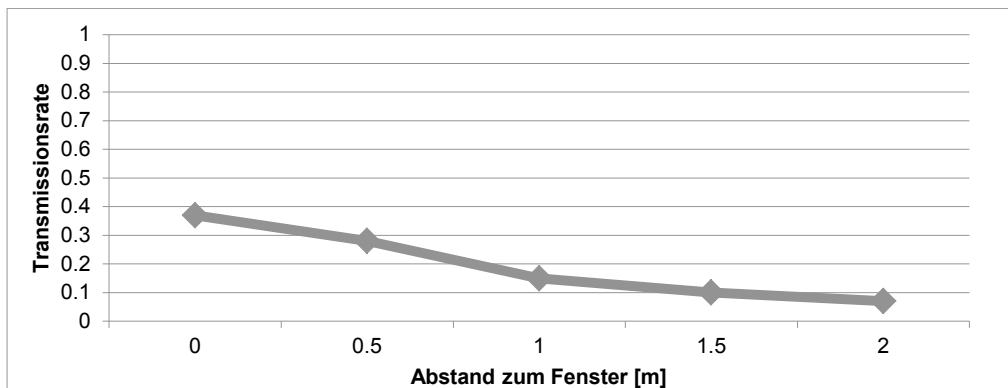
Versuchsphase Bedingungen	Beschreibung	
	Versuch 1	Versuch 2
Produktion Phase I		
Dauer/Zeitraum	3 Monate M Oktober 2009 – M Januar 2010	3 Monate A Mai 2010– A August 2010
Mittlere Temperatur	19,59 °C	23,33 °C
Mittlere relative Luftfeuchte	69,24 %	64,62 %
Mittlere Strahlung im GWH	Summe (S1 und S2): 26,8 kWh/m ² Tagesmittel: 166,94 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ 6-18 Uhr Zusatzlicht SON-T Agro Philipps 400W mit ca. 40 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ wenn Außenstrahlung geringer als 80 W/m ²	Summe (Z1 und Z2): 21,5 kWh/m ² Tagesmittel: 1526,97 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$
Pflanzenernährung	wöchentlich 0,2 % Wuxal 8-8-8, 100 ml/Topf	wöchentlich 0,2 % Wuxal 8-8-8, 100 ml/Topf
Akklimatisation Phase II		
Dauer/Zeitraum	2 Monate M Januar – M März 2010	2 Monate A August – A Oktober 2010
Temperatur	19,74 °C	20,53 °C
Mittlere relative Luftfeuchte	65,21 %	69,78 %
Mittlere Strahlung im GWH	Summe: S1 = 36,7 kWh/m ² , S2 = 18,3 kWh/m ² Tagesmittel: S1 = 347,31 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, S2 = 173,65 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ 6-18 Uhr Zusatzlicht wie in Phase I	Summe Z1/Z2 mit 50 % Schattierung, entspricht 50,8 kWh/m ² Tagesmittel: 431 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ ab E Sept. Zusatzlicht
Pflanzenernährung	14-tägig 0,2 % MANNA L/N M 15-10-15, 100 ml/Topf	Z1: 14-tägig 0,2 % MANNA L/N M 15-10-15 Z2: 14-tägig 0,2 % MANNA L/N M + Saccharose 7,5 g l ⁻¹ , jeweils 100 ml/Topf
Simulierte Verschiffung Phase III		
Dauer/Zeitraum	16 Tage M März – A April 2010	15 Tage A Oktober – M Oktober
Temperatur	17,5 – 18°C	17,5 – 18°C
Luftfeuchtigkeit	80 – 85 %	80 – 85 %
Strahlung	keine	keine
Lagerung	<i>F. benjamina</i> : in Seidenpackpapier gewickelt, liegend gelagert <i>Ch. elegans</i> : stehend gelagert	<i>F. benjamina</i> : in Seidenpackpapier gewickelt, liegend gelagert <i>Ch. elegans</i> : stehend gelagert
Regenerationsphase Phase IV		
Dauer/Zeitraum	1,5 Monate A April – M Mai 2010	2 Monate M Oktober – M Dezember 2010
Mittlere Temperatur	20,83 °C	19,43 °C
Mittlere relative Luftfeuchte	63,35 %	66,02 %
Mittlere Strahlung im GWH	Summe S1/S2 mit Schattierung 50 % 40,4 kWh/m ² Tagesmittel: 499,61 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$	Summe Z1/Z2 mit Schattierung 50 %: 9233 Wh/m ² Tagesmittel: 90, 45 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ Zusatzlicht
Pflanzenernährung	14-tägig 0,2 % MANNA L/N M 15-10-15, 100 ml/Topf	Z1: 14-tägig 0,2 % MANNA L/N M 15-10-15 Z2: 14-tägig 0,2 % MANNA L/N M + Saccharose 10 g l ⁻¹ , jeweils 100 ml/Topf
Innenraumphase Phase V		
Dauer/Zeitraum	3 Monate M Mai – M August 2010	3,75 Monate M Dezember – A April 2011
Temperaturbereich	22 – 30°C	19 – 25°C
Luftfeuchtebereich	25 – 40 %	20 – 30 %
Mittlere Sonnenscheindauer Mittlere Strahlung Innenraum	August 5,26 h 24 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$	März 6,7 h 27 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$
Pflanzenernährung	14-tägig 0,2 % MANNA L/N M 15-10-15, 100 ml/Topf	Z1: 14-tägig 0,2 % MANNA L/N M 15-10-15 Z2: 14-tägig 0,2 % MANNA L/N M + Saccharose 10 g l ⁻¹ , jeweils 100 ml/Topf

A-Tab. 11: Übersicht über die Versuchsbedingungen der Versuche 3 und 4.

Parameter	Beschreibung	
	Versuch 3 (Lichtstufen+Saccharosedüngung)	Versuch 4 (Lichtmangel+Saccharosedüngung)
Dauer/Zeitraum	14 Monate April 2011 – Juni 2012	14 Monate April 2011 – Juni 2012
Mittlere Temperatur	20,69 °C	20,92 °C
Mittlere Strahlungssumme	Unschattiert 48,50 kWh/m ² Schattiert 24,25 kWh/m ² Monatsmittel in Abb. 25	$\leq 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
Mittlere Luftfeuchtigkeit	63,23 %	63,39 %
Pflanzenernährung	14-tägig 0,2 % Wuxal 8-8-8, 100 ml/Topf	14-tägig 0,2 % Wuxal 8-8-8, 100 ml/Topf

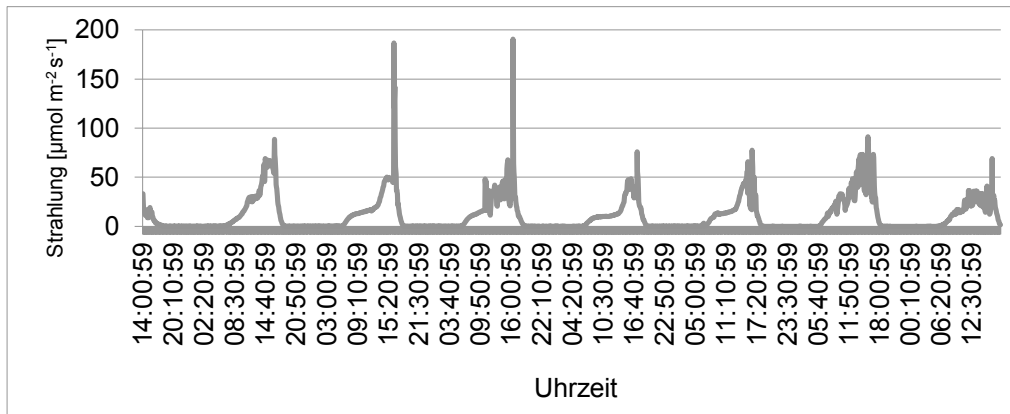
3. Lichtverhältnisse im Innenraum (Hörsaal)

3.1 Transmission



A-Abb. 4: Transmissionsrate der Doppelverglasung (Floatglas) für den in Versuch 1 und 2 genutzten Hörsaal; basierend auf Messungen der photosynthetisch aktiven Strahlung (PAR).

3.2 Einstrahlung



A-Abb. 5: Beispielhafte Tagesgänge der Einstrahlungsintensität während einer Woche (Zeitraum 14.3.12 – 21.3.12) im für die Versuche 1 und 2 genutzten Hörsaal (WITTSTOCK 2012).

4. Zusammenfassung zur Lichtakklimation und Saccharosedüngung

A-Tab. 12: Einfluss der Lichtakklimation (50 %) auf die Qualität von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* [0_{ohne}, +_{positiv}, -_{negativ}].

	<i>Ficus benjamina</i>	<i>Chamaedorea elegans</i>
Parameter	äußere Qualität	
Blattzuwachs	-	0
Blattfarbe	0	+
Blattverlust	0	0
Stamm TM	-	0
Wurzel TM	0	0
	innere Qualität	
Stärke	-	0
Zucker	-	0
Trockensubstanz	-	0

A-Tab. 13: Einfluss der Saccharosedüngung ($7,5 \text{ g l}^{-1}$ bzw. 1 g l^{-1}) auf die Qualität von *Ficus benjamina* und *Chamaedorea elegans* [0_{ohne}, +_{positiv}, -_{negativ}, ()_{tendenziell}].

	<i>Ficus benjamina</i>	<i>Chamaedorea elegans</i>
Parameter	äußere Qualität	
Blattzuwachs	0	+
Blattfarbe	0	0
Blattverlust	+	0(+)
Stamm TM	0	0(+)
Wurzel TM	0	0
	innere Qualität	
Stärke	0(+)	+
Zucker	0(+)	0
Trockensubstanz	0	- (Blatt)
Photosynthese	-	-

5. Versuchsergebnisse

5.1 Versuch 1 *Ficus benjamina*

A-Tab. 14: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanzgehalt von *Ficus benjamina* aus Versuch 1, S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase/Variante	Organ	FM MW [g]	STABW	TM [g]	STABW	TS [%]	STABW
Produktion S1	B	38,35	3,21	11,47	1,04	29,90	0,55
	St	38,89	6,53	13,36	2,72	34,18	1,35
	W	50,45	10,75	11,41	2,80	22,51	0,71
	Pflanze	127,69	18,94	36,25	5,93	28,39	0,66
Produktion S2	B	37,27	2,69	10,90	1,08	29,20	1,13
	St	38,72	5,42	13,37	2,10	34,44	0,98
	W	34,96	5,33	7,77	1,31	22,22	1,33
	Pflanze	110,95	12,67	32,03	4,12	28,87	0,97
Akklimation S1	B	45,62	4,11	14,53	1,34	31,84	0,82
	St	54,74	8,93	21,68	1,70	40,13	4,31
	W	67,16	8,22	17,09	2,93	25,32	1,97
	Pflanze	167,52	17,21	53,30	4,81	31,81	0,59
Akklimation S2	B	46,86	2,45	14,24	0,68	30,40	0,70
	St	47,25	12,05	16,42	3,99	34,99	1,99
	W	63,13	5,47	15,38	1,89	24,31	1,39
	Pflanze	157,23	18,22	46,04	5,87	29,28	0,95
Dunkeltransport S1	B	44,38	1,85	13,21	0,92	29,79	1,91
	St	57,14	5,46	20,16	2,38	35,23	1,19
	W	62,18	6,31	16,74	1,74	26,93	1,39
	Pflanze	163,70	7,36	50,10	2,20	30,61	1,05
Dunkeltransport S2	B	43,43	2,87	12,79	0,76	29,45	0,36
	St	47,28	2,57	15,47	1,09	32,70	0,64
	W	41,48	8,82	10,57	2,64	25,33	1,45
	Pflanze	132,19	13,32	38,83	4,04	29,37	0,46
Regeneration S1	B	61,71	0,85	18,74	0,54	30,37	0,99
	St	67,69	9,59	22,60	3,92	33,48	4,00
	W	65,63	5,94	17,89	2,23	27,22	1,79
	Pflanze	195,02	15,28	59,22	5,71	30,37	1,92
Regeneration S2	B	58,30	3,56	17,44	0,95	29,93	0,85
	St	58,99	3,76	20,75	1,43	35,17	0,54
	W	54,60	3,54	14,79	1,44	27,07	1,52
	Pflanze	171,89	6,71	52,98	1,62	30,82	0,52
Innenraum S1	B	59,02	3,25	18,94	1,38	32,06	0,63
	St	65,22	6,39	23,21	2,41	35,57	0,66
	W	44,01	6,45	11,72	2,11	26,52	1,34
	Pflanze	168,25	14,37	53,86	5,32	32,01	0,66
Innenraum S2	B	58,80	2,76	18,75	1,00	31,89	0,27
	St	56,04	4,39	19,24	1,62	34,32	0,69
	W	44,58	3,97	11,98	1,78	26,78	1,82
	Pflanze	159,42	7,18	49,98	3,29	31,35	0,74

A-Tab. 15: Verhältnis von Trieb- zu Wurzelmasse bei *Ficus benjamina* aus Versuch 1, S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase (Variante)	Verhältnis von Frischmasse	Verhältnis von Trockenmasse
Produktion (S1)	1,531020813	2,176408728
Produktion (S2)	2,173627002	3,123455201
Akklimatisation (S1)	1,494290011	2,118731348
Akklimatisation (S2)	1,490638365	1,993952006
Dunkeltransport (S1)	1,632477808	1,993964745
Dunkeltransport (S2)	2,186702987	2,673004162
Regeneration (S1)	1,97155221	2,310913564
Regeneration (S2)	2,148129155	2,582116634
Innenraum (S1)	2,823164497	3,59775105
Innenraum (S2)	2,576181076	3,170298446

A-Tab. 16: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt der Pflanzenorgane von *Ficus benjamina* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase/Variante	Organ	Sacch. mg/g TM	Stabw	Gluc. mg/g TM	Stabw	Fruct. mg/g TM	Gesamt- Zucker mg/g TM	Stabw
I S1	B	28,98	4,77	9,01	2,57	0,00	37,98	4,98
	St	40,94	3,96	5,17	2,25	0,00	46,11	5,48
	W	46,23	6,61	5,83	1,20	0,00	52,06	7,74
I S2	B	35,27	5,15	8,59	3,00	0,00	43,86	2,25
	St	37,96	3,57	4,96	1,95	0,00	42,91	1,71
	W	50,30	6,94	5,09	0,76	0,00	55,38	6,79
II S1	B	40,03	1,98	6,40	2,42	0,00	46,44	3,62
	St	38,17	3,05	3,85	5,44	0,00	42,02	6,99
	W	43,21	4,31	6,62	3,87	0,00	49,82	6,86
II S2	B	35,47	2,42	0,89	1,98	0,00	36,36	3,81
	St	29,64	0,53	0,00	0,00	0,00	29,64	0,53
	W	29,82	6,47	0,00	0,00	0,00	29,82	6,47
III S1	B	19,21	4,02	4,93	2,82	0,00	24,14	4,88
	St	31,95	2,84	7,20	3,04	0,00	39,15	3,04
	W	45,47	8,78	6,34	1,34	0,00	51,80	9,64

Fortsetzung A-Tab. 16

Phase/Variante	Organ	Sacch. mg/g TM	Stabw	Gluc. mg/g TM	Stabw	Fruct. mg/g TM	Gesamt- Zucker mg/g TM	Stabw
III S2	B	19,51	2,59	2,12	2,91	0,00	21,63	4,90
	St	23,08	2,69	11,03	4,31	0,00	34,11	4,41
	W	34,53	3,06	9,77	1,50	0,00	44,30	3,83
IV S1	B	37,42	2,45	6,27	5,88	0,00	43,69	6,94
	St	33,68	7,35	5,22	4,80	0,00	38,90	8,98
	W	62,80	12,06	4,44	6,82	0,00	67,24	17,76
IV S2	B	41,77	5,96	8,91	5,35	0,00	50,68	9,73
	St	38,93	5,51	7,19	1,48	0,00	46,12	5,03
	W	80,05	15,59	10,51	6,46	0,00	90,56	21,46
V S1	B	22,71	3,62	20,78	12,09	0,00	43,49	12,34
	St	15,74	3,25	29,67	13,69	0,00	45,41	11,52
	W	40,58	6,26	55,66	10,60	0,00	96,24	12,17
V S2	B	26,05	2,79	12,17	7,08	0,00	38,23	6,09
	St	15,01	4,50	15,24	9,37	0,00	30,25	12,07
	W	40,06	8,32	38,93	15,00	0,00	78,99	19,54

A-Tab. 17: Kohlenhydratgehalte von *Ficus benjamina* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase/Variante	Zucker Pflanze mg/g TM	Stabw	Stärke mg/g TM	Stabw	TNC mg/g TM	Stabw
I S1	136,15	3,15	134,75	4,00	270,90	2,19
I S2	142,15	10,34	138,16	10,33	280,32	19,57
II S1	138,28	26,68	108,96	16,66	247,24	32,26
II S2	95,82	8,95	86,51	17,79	182,33	25,48
III S1	115,10	16,68	99,27	16,62	214,37	32,56
III S2	100,03	9,30	70,22	3,99	170,25	9,47
IV S1	149,82	28,86	93,90	11,96	243,72	22,33
IV S2	187,36	29,02	89,01	14,24	276,37	39,59
V S1	185,13	27,37	48,95	7,07	234,08	22,70
V S2	147,46	31,17	51,31	9,44	198,77	31,95

A-Tab. 18: Morphologische Parameter von *Ficus benjamina* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert, MW = Mittelwert, Stabw = Standardabweichung.

<i>Ficus benjamina</i>	Blatt-Anzahl	Blatt-Zuwachs	Blatt-Verlust	Blatt-Breite [cm]	Blatt-Länge [cm]	Blattstiel-Länge [cm]	Inter-Nodien-Länge [cm]	Gesamt-Eindruck
I S1 MW	111,00	0,00	0,00	3,02	7,48	1,32	2,02	5,00
Stabw	12,78	0,00	0,00	0,37	0,66	0,19	0,45	0,00
I S2 MW	115,40	0,00	0,00	3,26	7,63	1,23	2,11	5,00
Stabw	17,33	0,00	0,00	0,60	0,46	0,21	1,09	0,00
II S1 MW	130,60	19,60	0,00	3,15	7,84	1,50	2,86	5,00
Stabw	15,40	6,69	0,00	0,39	1,08	0,08	1,13	0,00
II S2 MW	135,30	19,90	0,00	4,04	8,76	1,48	3,05	4,00
Stabw	16,19	3,00	0,00	0,57	0,93	0,30	0,88	0,00
III S1 MW	131,10	6,50	8,50	/	/	/	/	4,20
Stabw	12,36	4,99	3,50	/	/	/	/	0,42
III S2 MW	131,30	3,40	9,20	/	/	/	/	4,50
Stabw	15,46	2,50	5,07	/	/	/	/	0,53
IV S1 MW	164,70	33,60	0,00	3,38	7,94	1,53	3,44	5,00
Stabw	15,30	8,66	0,00	0,56	1,06	0,29	1,97	0,00
IV S2 MW	156,70	25,40	0,00	3,30	7,87	1,43	2,83	5,00
Stabw	18,62	8,00	0,00	0,82	1,65	0,18	1,06	0,00
V S1 MW	187,00	24,00	1,70	3,18	7,52	1,32	3,68	4,15
Stabw	19,07	9,79	1,25	0,67	1,37	0,22	1,49	0,34
V S2 MW	176,20	20,90	1,40	3,22	7,75	1,36	3,57	4,05
Stabw	18,61	12,39	1,17	0,57	1,24	0,34	1,57	0,44

5.2 Versuch 1 *Chamaedorea elegans*

A-Tab. 19: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanzgehalt von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase/Variante	Pflanzenteil	FM MW [g]	Stabw	TM [g]	Stabw	TS [%]	Stabw
I S1	B	2,90	0,43	0,96	0,13	33,26	0,49
	St	7,01	1,24	2,19	0,38	31,31	1,32
	W	5,16	1,33	0,98	0,29	18,92	0,90
	Pflanze	15,07	2,87	4,14	0,75	27,45	0,97
I S2	B	2,63	0,44	0,87	0,13	33,36	1,91
	St	5,97	0,72	1,82	0,21	30,50	1,57
	W	4,66	1,49	0,87	0,21	19,09	1,73
	Pflanze	13,26	2,20	3,56	0,43	26,87	2,13
II S1	B	4,67	1,19	1,50	0,34	32,30	1,84
	St	9,71	1,86	2,85	0,41	29,66	2,20
	W	9,88	4,69	1,96	0,81	20,56	2,60
	Pflanze	24,26	7,60	6,31	1,50	25,99	2,95
II S2	B	3,82	0,53	1,21	0,16	31,55	0,76
	St	7,87	0,39	2,36	0,28	29,93	2,59
	W	5,85	1,36	1,19	0,24	20,43	1,82
	Pflanze	17,54	1,31	4,75	0,19	27,09	1,96
III S1	B	3,39	1,08	0,99	0,29	29,48	1,47
	St	7,32	2,23	1,88	0,45	26,16	2,40
	W	6,25	2,28	1,31	0,45	21,08	0,80
	Pflanze	16,95	5,40	4,18	1,17	24,66	1,44
III S2	B	3,89	0,67	1,17	0,18	30,09	0,80
	St	8,42	1,91	2,32	0,49	27,59	2,24
	W	5,33	2,25	1,19	0,46	22,52	1,63
	Pflanze	17,64	4,47	4,67	1,06	26,49	1,83
IV S1	B	5,35	1,78	1,76	0,52	33,21	1,32
	St	10,86	4,19	3,13	1,07	29,33	1,86
	W	7,64	3,72	1,75	0,73	23,42	2,17
	Pflanze	23,85	9,45	6,64	2,27	27,82	1,84
IV S2	B	5,94	0,90	1,93	0,22	32,66	1,88
	St	11,26	0,99	3,15	0,13	28,08	1,81
	W	6,98	1,26	1,67	0,24	24,01	1,11
	Pflanze	24,17	2,84	6,75	0,44	27,90	1,60
V S1	B	10,73	2,46	3,16	0,68	29,59	1,11
	St	16,78	3,89	3,56	0,75	21,34	1,21
	W	8,32	2,32	1,76	0,44	21,34	0,80
	Pflanze	35,83	8,18	8,49	1,75	23,69	1,02
V S2	B	9,22	2,76	2,79	0,84	30,29	2,00
	St	15,43	4,20	3,49	0,87	22,76	1,42
	W	7,84	2,35	1,67	0,49	21,36	0,76
	Pflanze	32,48	9,13	7,95	2,13	24,48	1,15

A-Tab. 20: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt von Blatt, Stamm und Wurzel von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase/Variante	Organ	Sacch. [mg/g TM]	Stabw	Gluc. [mg/g TM]	Stabw	Fruct. [mg/g TM]	Stabw	Gesamt- Zucker [mg/g TM]	Stabw
I S1	B	35,70	8,39	55,51	6,81	20,51	2,35	111,73	4,10
	St	71,03	9,40	12,65	3,32	3,62	0,00	87,30	12,33
	W	27,93	5,08	12,47	1,69	0,69	1,85	41,09	5,71
I S2	B	23,38	3,19	55,39	2,68	18,74	1,78	97,51	1,98
	St	72,84	7,96	13,16	2,51	3,51	0,00	89,51	9,62
	W	32,86	4,24	11,24	3,29	0,38	1,02	44,47	2,32
II S1	B	43,59	7,71	29,09	9,37	0,00	0,00	72,68	14,34
	St	56,98	3,36	10,93	5,36	0,00	0,00	67,91	7,98
	W	33,10	10,36	11,94	6,37	0,00	0,00	45,04	16,42
II S2	B	41,32	4,84	43,31	6,75	0,00	0,00	84,63	10,58
	St	45,14	2,35	15,51	3,55	0,00	0,00	60,65	4,68
	W	27,93	3,11	8,72	2,00	0,00	0,00	36,65	3,04
III S1	B	7,67	2,64	26,76	5,15	0,00	0,00	34,42	4,90
	St	43,71	5,43	19,09	7,55	0,00	0,00	62,81	12,81
	W	21,82	2,34	9,63	1,70	0,00	0,00	31,46	3,90
III S2	B	11,95	4,49	30,68	6,15	0,00	0,00	42,64	9,70
	St	42,61	5,84	15,64	7,10	0,00	0,00	58,24	10,65
	W	23,02	3,84	8,01	0,67	0,00	0,00	31,03	4,14
IV S1	B	35,64	7,22	32,75	4,32	0,00	0,00	68,38	6,35
	St	53,39	5,27	7,87	1,01	0,00	0,00	61,26	6,14
	W	28,07	1,01	2,22	3,04	0,00	0,00	30,29	3,76
IV S2	B	36,61	9,12	36,33	2,27	0,00	0,00	72,94	7,36
	St	58,35	6,01	10,04	3,91	0,00	0,00	68,39	6,50
	W	28,48	2,31	3,55	3,28	0,00	0,00	32,03	2,18
V S1	B	10,56	1,98	21,57	2,52	4,97	8,17	37,10	10,81
	St	44,18	4,23	12,82	3,62	0,00	0,00	56,99	6,97
	W	25,57	4,43	11,29	4,34	0,00	0,00	36,86	8,58
V S2	B	13,18	2,07	23,67	3,64	4,77	7,98	41,62	11,30
	St	45,87	4,37	11,76	2,61	0,00	0,00	57,63	6,32
	W	23,83	2,96	10,64	3,27	0,00	0,00	34,46	5,00

A-Tab. 21: Kohlenhydratgehalt von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

Phase	Zucker Pflanze [mg/g TM]	Stabw	Stärke [mg/g TM]	Stabw	TNC [mg/g TM]	Stabw
I S1	240,11	17,47	236,79	10,81	473,43	23,52
I S2	231,49	10,77	228,89	15,25	460,70	16,04
II S1	185,63	34,89	209,41	12,28	395,04	43,93
II S2	181,93	12,30	209,39	13,21	391,32	19,41
III S1	128,69	10,03	171,27	10,41	299,96	11,20
III S2	131,91	22,39	183,05	9,43	314,95	23,14
IV S1	159,94	11,05	188,14	15,98	348,08	17,21
IV S2	173,35	13,13	191,56	18,22	364,91	28,13
V S1	130,95	24,77	83,58	12,36	215,53	22,14
V S2	133,71	11,26	93,62	4,82	228,28	15,80

A-Tab. 22: Morphologische Parameter von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 1; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; S1 = unschattiert, S2 = schattiert.

<i>Chamaedorea elegans</i>	Wedel- Anzahl	Wedel- Zuwachs	Wedel- Verlust	Blatt- Anzahl je Wedel	Wedel- Stiel- Länge [cm]	Blatt- Länge [cm]	Blatt- Breite [cm]	Gesamt- Eindruck
I S1 MW	10,80	0,00	0,00	12,30	26,78	6,57	0,80	4,00
Stabw	1,32	0,00	0,00	1,70	4,88	1,58	0,21	0,00
I S2 MW	12,00	0,00	0,00	11,30	24,55	6,92	0,79	3,80
Stabw	4,22	0,00	0,00	1,25	3,59	0,91	0,16	0,42
II S1 MW	14,70	3,80	0,00	11,60	13,25	5,52	0,72	4,60
Stabw	2,58	1,93	0,00	2,07	3,68	0,99	0,22	0,52
II S2 MW	15,50	3,80	0,00	12,11	16,00	6,07	0,84	4,50
Stabw	5,82	2,35	0,00	1,62	4,77	1,02	0,26	0,97
III S1 MW	15,90	1,60	0,40	/	/	/	/	4,00
Stabw	2,28	0,84	0,52	/	/	/	/	0,67
III S2 MW	16,00	0,60	0,10	/	/	/	/	4,20
Stabw	6,11	0,52	0,32	/	/	/	/	0,79
IV S1 MW	17,90	1,70	0,20	13,63	15,16	6,35	0,93	3,30
Stabw	3,41	1,16	0,63	2,13	3,98	1,05	0,27	0,48
IV S2 MW	18,00	2,60	0,70	13,80	15,20	6,34	0,92	4,10
Stabw	6,96	1,43	1,25	1,87	3,42	0,70	0,21	0,57
V S1 MW	21,50	6,00	2,40	16,00	21,40	8,40	1,30	3,85
Stabw	5,17	2,05	2,17	2,16	4,20	1,50	0,20	0,34
V S2 MW	21,60	5,40	1,80	16,50	20,65	7,94	1,22	4,00
Stabw	7,68	2,07	1,93	2,17	3,56	1,03	0,28	0,71

5.3 Versuch 2 *Ficus benjamina*

A-Tab. 23: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanz von *Ficus benjamina* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung, TS = Trockensubstanzgehalt, Stabw = Standardabweichung.

Phase/V ariante	Organ	FM [g]	MW	Stabw	TM [g]	Stabw	TS [%]	Stabw
I Z1	Blatt	16,43		1,94	4,34	0,50	26,46	1,37
	Stamm	5,90		0,65	1,70	0,18	28,77	0,59
	Wurzel	6,81		1,05	1,46	0,27	21,29	1,08
	Pflanze	29,14		3,23	7,49	0,86	25,72	0,70
I Z2	B	16,94		1,31	4,60	0,40	27,13	1,16
	St	6,54		0,54	1,90	0,16	29,03	0,58
	W	7,11		0,65	1,58	0,12	22,28	0,62
	Pflanze	30,59		1,19	8,07	0,48	26,40	0,87
II Z1	B	20,93		1,27	6,26	0,43	29,91	0,34
	St	12,19		1,42	3,96	0,50	32,51	0,56
	W	11,34		0,99	2,55	0,23	22,55	1,14
	Pflanze	44,46		2,11	12,78	0,76	28,75	0,54
II Z2	B	20,37		1,76	6,11	0,45	30,02	0,68
	St	12,31		0,91	4,01	0,32	32,60	1,01
	W	11,78		1,15	2,78	0,28	23,60	1,08
	Pflanze	44,46		2,62	12,90	0,64	29,01	0,66
III Z1	B	17,94		2,12	5,96	0,63	33,27	1,65
	St	11,82		1,83	4,11	0,63	34,79	0,46
	W	8,82		1,15	2,41	0,35	27,33	0,82
	Pflanze	38,57		4,22	12,48	1,37	32,35	0,86
III Z2	B	17,12		0,95	5,84	0,29	34,17	1,88
	St	10,95		0,83	3,96	0,24	36,24	1,34
	W	8,90		1,79	2,52	0,44	28,43	1,42
	Pflanze	36,97		1,89	12,32	0,57	33,33	1,45
IV Z1	B	18,17		4,39	5,50	1,59	29,95	2,02
	St	12,74		2,02	4,35	0,71	34,15	1,06
	W	12,94		2,66	2,89	0,66	22,21	0,77
	Pflanze	43,85		8,46	12,74	2,82	29,06	1,19
IV Z2	B	14,70		5,32	4,25	1,79	28,33	2,23
	St	11,63		0,70	3,79	0,24	32,65	1,53
	W	12,19		2,06	2,78	0,49	22,82	0,71
	Pflanze	38,52		6,98	10,83	2,30	28,12	1,24
V Z1	B	20,75		3,50	6,27	1,16	30,97	0,87
	St	13,43		1,90	4,67	0,88	34,54	1,76
	W	12,97		0,79	3,21	0,23	24,95	0,68
	Pflanze	46,47		5,54	14,15	2,15	30,37	0,89
V Z2	B	21,78		7,91	6,53	2,68	28,19	3,97
	St	13,74		1,90	4,69	0,52	34,69	1,47
	W	15,16		2,42	3,78	0,79	24,70	1,30
	Pflanze	50,69		7,08	15,01	2,45	29,42	0,93

A-Tab. 24: Trieb/Wurzelverhältnis bei *Ficus benjamina* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Phase/Variante	Frischmasse	Trockenmasse
I Z1	3,28	4,15
I Z2	3,30	4,10
II Z1	2,92	4,00
II Z2	2,78	3,65
III Z1	3,38	4,17
III Z2	3,15	3,90
IV Z1	2,39	3,41
IV Z2	2,16	2,89
V Z1	2,43	3,15
V Z2	2,33	2,96

A-Tab. 25: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt von Blatt, Stamm und Wurzel von *Ficus benjamina* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Phase/Variante	Organ	Sacch. [mg/g TM]	Stabw	Gluc. [mg/g TM]	Stabw	Fruct. [mg/g TM]	Stabw	Gesamt- Zucker [mg/g TM]	Sacch. [mg/g TM]
I Z1	B	34,71	3,43	21,53	4,90	0,00	0,00	56,24	2,48
	St	43,11	4,56	12,20	1,66	0,00	0,00	55,31	4,33
	W	49,73	3,33	3,66	3,40	0,00	0,00	53,40	5,57
I Z2	B	36,17	1,65	20,53	4,36	0,00	0,00	56,70	4,44
	St	41,26	3,24	10,93	2,32	0,00	0,00	52,19	2,45
	W	50,94	9,31	4,68	2,94	0,00	0,00	55,62	11,77
II Z1	B	35,94	1,53	4,43	2,85	0,00	0,00	40,37	2,98
	St	33,03	2,77	6,08	1,26	0,00	0,00	39,11	3,92
	W	51,79	4,19	6,60	1,43	0,00	0,00	58,39	5,35
II Z2	B	34,71	3,10	2,85	2,73	0,00	0,00	37,56	0,91
	St	33,43	2,14	6,13	1,51	0,00	0,00	39,56	2,00
	W	48,10	4,42	7,04	0,95	0,00	0,00	55,14	4,83

Fortsetzung A-Tab. 25

Phasw	Organ	Sacch. mg/g TM	Stabw	Gluc. mg/g TM	Stabw	Fruct. mg/g TM	Stabw	Gesamt- Zucker mg/g TM	Sacch. mg/g TM
III Z1	B	14,64	0,25	1,76	2,41	0,00	0,00	16,40	2,50
	St	28,38	3,88	10,80	0,89	0,00	0,00	39,19	3,72
	W	28,89	5,34	17,70	7,46	0,00	0,00	46,60	2,74
III Z2	B	14,73	1,31	1,78	2,49	0,00	0,00	16,51	2,97
	St	29,85	4,69	11,84	2,17	0,00	0,00	41,70	3,52
	W	38,54	7,53	22,08	8,99	3,97	10,64	64,59	15,08
IV Z1	B	36,95	1,93	5,75	4,77	0,00	0,00	42,70	3,49
	St	28,72	5,82	1,11	2,48	0,00	0,00	29,83	5,45
	W	42,46	8,33	5,12	2,90	0,00	0,00	47,57	8,35
IV Z2	B	39,77	6,39	0,00	0,00	0,00	0,00	39,77	6,39
	St	29,45	11,35	0,00	0,00	0,00	0,00	29,45	11,35
	W	39,22	18,75	1,79	4,00	0,00	0,00	41,02	19,28
V Z1	B	36,70	1,39	0,70	1,57	0,00	0,00	37,40	1,89
	St	27,30	3,10	2,55	2,36	0,00	0,00	29,85	3,58
	W	43,30	6,72	5,17	0,62	0,00	0,00	48,47	6,87
V Z2	B	35,37	4,99	2,41	3,39	0,00	0,00	37,78	5,55
	St	27,41	7,79	2,12	2,90	0,00	0,00	29,52	6,56
	W	39,32	4,50	6,44	3,93	0,00	0,00	45,76	5,67

A-Tab. 26: Kohlenhydratgehalt von *Ficus benjamina* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Phase/Variante	Zucker Pflanze [mg/g TM]	Stabw	Stärke [mg/g TM]	Stabw	TNC [mg/g TM]	Stabw
I Z1	164,95	6,07	47,87	5,57	212,82	7,26
I Z2	164,50	13,01	46,72	5,28	211,23	15,67
II Z1	137,87	10,88	83,81	3,73	221,68	11,96
II Z2	132,26	3,87	88,90	9,70	221,16	8,62
III Z1	102,19	2,12	58,81	5,18	161,00	5,27
III Z2	122,79	17,80	68,31	5,81	191,90	22,64
IV Z1	120,11	14,33	77,58	14,79	197,68	25,56
IV Z2	110,24	33,59	67,66	18,82	177,90	44,27
V Z1	115,72	8,82	70,89	12,54	186,61	20,23
V Z2	113,07	10,29	76,05	13,71	189,12	21,96

A-Tab. 27: Morphologische Parameter von *Ficus benjamina* aus Versuch 2; Phase
 I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration,
 V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

	Blatt- Anzahl	Blatt- Zuwachs	Blatt- Verlust	Blatt- Breite [cm]	Blatt- Länge [cm]	Blattstiel- Länge [cm]	Inter- Nodien- Länge [cm]	Gesamt- Eindruck
I Z1 MW	45,90	0,00	0,00	3,05	6,99	0,93	2,85	5,00
Stabw	3,93	0,00	0,00	0,45	1,02	0,08	0,62	0,00
I Z2 MW	45,60	0,00	0,00	3,01	6,92	0,97	2,58	5,00
Stabw	2,59	0,00	0,00	0,44	0,86	0,11	0,49	0,00
II Z1 MW	70,40	24,00	0,00	2,80	6,38	0,96	2,64	4,65
Stabw	5,91	7,64	0,00	0,51	0,85	0,10	0,92	0,41
II Z2 MW	69,10	23,00	0,00	2,65	6,42	0,97	2,68	4,85
Stabw	6,74	6,38	0,00	0,42	0,68	0,11	0,57	0,24
III Z1 MW	61,60	4,80	16,30	/	/	/	/	3,70
Stabw	24,74	4,73	26,55	/	/	/	/	1,21
III Z2 MW	52,60	2,80	21,80	/	/	/	/	3,55
Stabw	32,02	3,22	29,54	/	/	/	/	1,80
IV Z1 MW	61,80	1,90	1,70	3,13	6,83	0,77	0,97	4,05
Stabw	25,89	3,78	3,33	0,65	0,76	0,21	0,21	1,62
IV Z2 MW	55,20	4,70	2,50	2,52	5,80	0,78	1,16	3,70
Stabw	29,10	8,14	6,20	0,73	1,36	0,22	0,63	1,93
V Z1 MW	71,00	6,89	4,56	3,57	8,24	1,20	1,87	3,94
Stabw	14,89	2,57	4,67	0,49	0,95	0,17	0,45	0,63
V Z2 MW	69,67	9,67	1,33	3,77	8,31	1,19	1,69	4,06
Stabw	21,41	2,92	1,12	0,60	1,14	0,36	0,66	0,88

5.4 Versuch 2 *Chamaedorea elegans*

A-Tab. 28: Frisch-, Trockenmassen und Trockensubstanz von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Phase/Variante	Organ	FM MW [g]	Stabw	TM [g]	Stabw	TS [%]	Stabw
I Z1	B	2,30	0,49	0,77	0,15	33,77	2,24
	St	4,56	1,15	1,22	0,28	26,84	0,76
	W	2,54	0,60	0,56	0,12	21,99	1,33
	Pflanze	9,41	2,19	2,55	0,54	27,08	1,17
I Z2	B	2,49	0,19	0,82	0,06	33,10	0,68
	St	4,57	0,53	1,21	0,12	26,53	0,66
	W	2,79	0,59	0,60	0,12	21,72	1,20
	Pflanze	9,85	1,06	2,64	0,23	26,77	0,75
II Z1	B	4,37	0,65	1,26	0,20	28,87	0,54
	St	6,82	0,84	1,46	0,16	21,41	0,67
	W	4,58	0,73	0,81	0,10	17,79	1,10
	Pflanze	15,77	2,17	3,53	0,45	22,39	0,53
II Z2	B	4,56	0,64	1,35	0,17	29,72	0,70
	St	7,14	0,77	1,56	0,18	21,88	0,59
	W	4,07	0,64	0,82	0,12	20,17	1,16
	Pflanze	15,76	1,96	3,73	0,43	23,68	0,45
III Z1	B	4,15	0,50	1,37	0,18	33,11	3,76
	St	6,13	0,77	1,61	0,41	26,03	4,36
	W	3,24	0,50	0,93	0,23	28,78	4,90
	Pflanze	13,52	1,58	3,91	0,81	28,89	4,12
III Z2	B	3,87	0,35	1,22	0,06	31,83	3,81
	St	5,93	0,34	1,48	0,10	24,96	1,98
	W	2,79	0,52	0,79	0,08	28,88	4,08
	Pflanze	12,59	0,87	3,49	0,14	27,72	2,67
IV Z1	B	3,27	2,00	1,00	0,61	30,33	0,93
	St	5,20	2,55	1,30	0,63	25,08	0,63
	W	3,46	0,60	0,78	0,17	22,37	1,79
	Pflanze	11,92	5,34	3,07	1,48	25,77	1,95
IV Z2	B	2,93	0,80	0,88	0,23	29,98	0,62
	St	5,32	1,22	1,33	0,27	25,14	1,58
	W	2,94	0,60	0,70	0,15	23,96	2,10
	Pflanze	11,19	2,50	2,91	0,61	25,97	1,17
V Z1	B	4,47	2,77	1,40	0,86	31,48	0,67
	St	6,91	3,52	1,79	0,88	26,04	0,63
	W	3,31	1,18	0,83	0,26	25,49	1,74
	Pflanze	14,69	7,46	4,02	2,00	27,34	0,46
V Z2	B	5,82	2,74	1,68	0,77	29,00	0,68
	St	10,69	4,09	2,78	1,17	25,66	1,63
	W	3,59	1,07	0,94	0,25	26,45	1,15
	Pflanze	20,10	7,50	5,40	2,09	26,87	0,80

A-Tab. 29: Saccharose-, Fructose-, Glucose- und Gesamtzuckergehalt von Blatt, Stamm und Wurzel von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

	Organ	Sacch. [mg/g TM]	Stabw	Gluc. [mg/g TM]	Stabw	Fruct. [mg/g TM]	Stabw	Gesamt- Zucker [mg/g TM]	Stabw
I Z1	B	36,99	4,40	35,33	4,69	0,00	0,00	72,31	1,81
	St	71,44	5,16	10,65	2,38	0,00	0,00	82,09	2,90
	W	48,57	6,10	6,25	1,60	0,00	0,00	54,82	5,69
I Z2	B	41,88	5,58	32,08	3,45	0,00	0,00	73,96	5,82
	St	71,01	3,90	12,62	3,99	0,00	0,00	83,63	5,76
	W	47,77	2,55	7,35	0,86	0,00	0,00	55,12	3,28
II Z1	B	23,72	3,27	16,11	3,23	10,08	3,26	49,91	4,50
	St	45,46	1,09	6,25	0,97	2,64	0,00	54,36	1,86
	W	28,73	3,23	6,21	0,90	0,00	0,00	34,94	2,61
II Z2	B	26,22	3,09	16,15	1,92	10,21	3,83	52,57	4,24
	St	46,86	3,96	6,50	1,49	2,07	0,00	55,43	5,29
	W	27,81	5,59	6,44	0,85	0,00	0,00	34,25	6,30
III Z1	B	4,26	2,66	11,10	1,61	0,00	0,00	15,36	2,58
	St	44,74	4,50	8,68	1,88	0,00	0,00	53,42	6,31
	W	39,35	5,44	11,38	3,18	0,00	0,00	50,74	8,34
III Z2	B	6,41	1,47	10,45	0,32	0,00	0,00	16,85	1,35
	St	45,10	4,24	7,44	2,07	0,00	0,00	52,54	5,65
	W	43,35	5,89	9,80	2,60	0,00	0,00	53,16	8,37
IV Z1	B	22,22	0,65	30,70	7,15	0,00	0,00	52,91	7,66
	St	52,84	2,77	7,27	2,08	0,00	0,00	60,11	4,83
	W	23,61	6,73	0,83	1,85	0,00	0,00	24,44	7,60
IV Z2	B	19,42	2,24	24,56	6,20	0,00	0,00	43,98	8,40
	St	48,06	5,24	7,25	1,22	0,00	0,00	55,31	6,39
	W	18,32	3,90	9,04	2,51	0,00	0,00	27,37	2,88
V Z1	B	19,41	7,36	27,99	1,09	0,00	0,00	47,40	8,45
	St	52,99	3,21	6,19	0,24	0,00	0,00	59,17	3,23
	W	32,90	15,61	3,41	2,95	0,00	0,00	36,31	18,56
V Z2	B	19,62	1,48	30,04	4,96	0,00	0,00	49,65	6,13
	St	51,38	3,58	10,46	2,57	0,00	0,00	61,84	5,59
	W	22,30	3,01	8,78	0,80	0,00	0,00	31,08	3,56

A-Tab. 30: Kohlenhydratgehalte von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung, MW = Mittelwert, Stabw = Standardabweichung.

Phase	Zucker [mg/g TM]	Pflanze	Stabw	Stärke [mg/g TM]	Stabw	TNC [mg/g TM]	Stabw
I Z1	209,23		8,53	152,37	6,74	361,59	5,15
I Z2	212,71		13,60	151,32	4,32	364,03	14,05
II Z1	139,20		3,84	80,70	10,20	219,27	10,78
II Z2	142,25		12,46	98,67	2,93	240,90	11,48
III Z1	119,52		13,77	69,01	1,45	188,53	13,56
III Z2	122,55		13,82	76,03	8,85	198,58	7,20
IV Z1	137,46		9,13	116,64	3,76	243,53	9,22
IV Z2	126,65		16,01	129,10	12,79	255,75	27,98
V Z1	142,89		27,47	107,33	14,02	250,21	22,61
V Z2	142,57		7,58	134,14	9,31	276,72	7,16

A-Tab. 31: Morphologische Parameter von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 2; Phase I = Produktion, II = Akklimatisation, III = Dunkeltransport, IV = Regeneration, V = Innenraum; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung, MW = Mittelwert, Stabw = Standardabweichung.

Phase/Variante	Wedel-Anzahl	Wedel-Zuwachs	Wedel-Verlust	Blatt-Anzahl/Wedel	Wedel-Stiel-Länge [cm]	Blatt-Länge [cm]	Blatt-Breite [cm]	Gesamt-Eindruck	Austrieb
I Z1 MW	13,30	0,00	0,00	12,70	15,75	6,84	0,88	4,00	/
Stabw	2,31	0,00	0,00	2,16	3,26	1,04	0,17	0,00	/
I Z2 MW	13,70	0,00	0,00	12,40	13,29	5,74	0,70	4,00	/
Stabw	2,16	0,00	0,00	2,55	5,32	1,18	0,21	0,00	/
II Z1 MW	17,50	4,70	0,50	15,60	17,00	6,34	1,14	4,35	/
Stabw	3,21	1,57	0,53	1,71	2,37	0,73	0,19	0,58	/
II Z2 MW	19,40	5,90	0,20	13,60	15,50	6,10	0,94	4,30	/
Stabw	3,50	1,91	0,42	1,43	3,40	1,23	0,13	0,42	/
III Z1 MW	8,40	0,70	9,80	/	/	/	/	2,40	/
Stabw	7,35	1,57	6,71	/	/	/	/	1,84	/
III Z2 MW	13,40	0,80	6,80	/	/	/	/	3,45	/
Stabw	7,92	1,32	7,27	/	/	/	/	1,86	/
IV Z1 MW	4,95	0,40	3,00	14,00	13,50	6,00	0,80	1,15	/
Stabw	8,00	0,97	2,54	0,00	1,41	0,71	0,00	1,42	/
IV Z2 MW	11,10	0,90	1,40	15,67	16,00	7,20	1,00	2,90	/
Stabw	9,86	1,66	1,78	1,15	1,73	0,85	0,17	2,20	
V Z1 MW	3,10	0,60	1,10	16,00	20,50	7,80	1,08	1,05	1,00
Stabw	5,70	1,58	2,33	2,83	1,41	0,90	0,12	1,46	1,15
V Z2 MW	9,50	1,10	2,70	15,25	18,25	6,83	0,93	2,30	2,70
Stabw	10,38	1,66	2,45	0,96	2,47	0,97	0,09	1,84	1,89

5.5 CO₂-Bilanz

A-Tab. 32: CO₂-Bilanz/Nettophotosynthese bei *Ficus benjamina* aus Versuch 2.

Versuch 2	Lichtintensität [$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$]		
<i>Ficus</i>	0	26,25	44,63
Variante	[$\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$]		
Z1 MW	-0,053	0,028	0,073
Z1 Stabw	0,014	0,011	0,021
Z2 MW	-0,067	-0,013	0,060
Z2 Stabw	0,011	0,014	0,018

A-Tab. 33: CO₂-Bilanz/Nettophotosynthese bei *Chamaedorea elegans* aus Versuch 2; Z1 = Kontrolle, Z2 = Saccharosedüngung.

Versuch 2	Lichtintensität [$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$]		
<i>Chamaedorea</i>	0	26,16	43,75
Variante	[$\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$]		
Z1 MW	-0,31	0,25	0,05
Z1 Stabw	0,08	0,08	0,07
Z2 MW	-2,23	-3,36	-0,01
Z2 Stabw	0,37	0,26	0,07

5.6 Versuch 3

A-Tab. 34: Morphologische Parameter von *Ficus benjamina* aus Versuch 3; oZ = Kontrolle, mZ = Saccharosedüngung.

<i>Ficus benjamina</i> , Saccharose 10 g l ⁻¹	Variante	Blatt- Anzahl	Blatt- Fläche [cm ²]	Einzel- Blatt- Fläche [cm ²]	Inter-Nodien- Anzahl Haupttrieb	Internodien- Länge Haupttrieb [cm]	Pfl.- Höhe	Pfl.- Breite
Schatten 50 %	MW oZ	250,67	3287,25	13,13	28,33	3,10	87,00	56,83
	Stabw	24,58	263,80	0,24	1,15	0,14	3,61	4,31
	MW mZ	162,67	2064,68	12,83	26,00	2,90	71,00	39,50
	Stabw	25,58	190,74	1,59	3,00	0,10	10,44	3,50
ohne Schatten	MW oZ	236,33	2443,45	10,42	26,67	2,69	68,00	42,50
	Stabw	28,94	164,46	1,14	1,15	0,30	2,65	5,41
	MW mZ	162,00	1634,70	10,11	24,00	2,87	64,67	27,50
	Stabw	7,21	201,32	1,41	2,00	0,41	3,51	2,65

A-Tab. 35: Morphologische Parameter von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 3;
oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

<i>Ch. elegans</i> , Saccharose 10 g l ⁻¹	Variante	Wedelanzahl	Wedel/Pflanze	gesamte Wedelfläche [cm ²]	Fläche/Wedel [cm ²]
Schatten 50 %	MW oZ	28,67	5,31	2460,11	95,34
	Stabw	15,63	0,62	859,62	26,29
	MW mZ	47,67	4,95	2765,94	78,15
	Stabw	36,50	0,91	1754,32	39,44
ohne Schatten	MW oZ	33,33	5,26	2047,32	83,83
	Stabw	8,08	0,07	454,51	6,81
	MW mZ	22,00	4,18	1334,45	60,60
	Stabw	4,36	1,08	608,06	27,00

A-Tab. 36: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von *Ficus benjamina* und
Chamaedorea elegans aus Versuch 3; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

<i>Ficus benjamina</i> , Saccharose 10 g l ⁻¹	Variante	Chlorophyll Duallex	Flavonol	NBI	Chlorophyll SPAD
Schatten 50 %	MW oZ	50,09	0,24	217,85	63,64
	Stabw	7,39	0,03	56,31	6,90
	MW mZ	40,16	0,35	127,09	54,99
	Stabw	11,27	0,09	59,86	10,32
ohne Schatten	MW oZ	42,84	0,64	68,01	52,42
	Stabw	9,04	0,12	16,64	13,41
	MW mZ	40,56	0,86	47,72	49,48
	Stabw	8,01	0,13	11,04	13,31
<i>Ch. elegans</i> , Saccharose 10 g l ⁻¹	Variante	Chlorophyll Duallex	Flavonol	NBI	Chlorophyll SPAD
Schatten 50 %	MW oZ	26,94	0,25	110,40	33,49
	Stabw	4,63	0,04	16,76	6,05
	MW mZ	11,81	0,33	36,25	16,56
	Stabw	2,69	0,04	9,87	3,69
ohne Schatten	MW oZ	18,53	0,43	38,24	22,46
	Stabw	10,28	0,11	23,40	11,00
	MW mZ	7,50	0,61	13,92	10,20
	Stabw	2,86	0,19	7,37	4,64

5.6 Versuch 4

A-Tab. 37: Vitalität von *Ficus benjamina* aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker,
mZ = mit Zucker.

<i>Ficus</i> , Saccharose 20 g l ⁻¹	Blattanzahl Anfang	Blatt- Neubildung	Blattanzahl Ende	Blattverlust
oZ MW	102,83	47,00	96,00	55,80
oZ Stabw	7,99	16,54	26,80	13,31
mZ MW	108,67	47,00	103,80	50,60
mZ Stabw	18,16	15,36	39,56	23,09

A-Tab. 38: Vitalität von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

<i>Ch. elegans</i> , Saccharose 20 g l ⁻¹	Wedelanzahl Anfang	Wedel- Neubildung	Wedelanzahl Ende	Wedelverlust
oZ MW	17,83	9,50	18,67	8,67
oZ Stabw	2,32	2,81	4,68	4,27
mZ MW	14,50	10,50	19,83	5,17
mZ Stabw	3,45	2,59	4,07	2,64

A-Tab. 39: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von *Ficus benjamina* aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

<i>Ficus</i> , Saccharose 20 g l ⁻¹	Variante	Chlorophyll Dualex	Flavonol	NBI
	oZ MW	44,67	0,11	415,22
	Stabw	6,15	0,02	99,24
	mZ MW	42,42	0,14	314,94
	Stabw	10,34	0,04	93,18

A-Tab. 40: Chlorophyll-, Flavonolgehalt und NBI von *Chamaedorea elegans* aus Versuch 4; oZ = ohne Zucker, mZ = mit Zucker.

<i>Ch. elegans</i> , Saccharose 20 g l ⁻¹	Variante	Chlorophyll Dualex	Flavonol	NBI
	oZ MW	35,86	0,13	289,24
	Stabw	6,16	0,02	65,35
	mZ MW	29,92	0,13	234,34
	Stabw	5,67	0,02	62,63

Danksagung

Herrn PD Dr. Grüneberg danke ich dafür, dass er mir die Möglichkeit gab, meine Promotion an der Humboldt-Universität zu Berlin im Fachgebiet Gärtnerische Pflanzensysteme durchzuführen. Außerdem danke ich ihm für die freundliche Betreuung, die fruchtbaren Anstöße und Diskussionen zur Themenfindung, zur Umsetzung der Versuche und Erstellung meiner Arbeit.

Herrn Prof. Dr. Markus Richter danke ich für seine Mentorentätigkeit und die fachliche Betreuung und Beratung meiner Arbeit. Seine konstruktiven Kommentare und Anregungen haben mir bei der Fertigstellung der Dissertation sehr geholfen.

Ganz besonders möchte ich mich bei der Frauenförderkommission der Beuth Hochschule für Technik Berlin bedanken, die mir die Chance eröffnete mit Hilfe des Hypatia-Programms meine Promotion vorzubereiten und dadurch die Zulassung zur Promotion an der Humboldt-Universität zu Berlin zu erhalten. Ohne die finanzielle Unterstützung durch Hypatia wäre die intensive Forschungsarbeit nicht möglich gewesen. Frau Ulla Ruschhaupt möchte ich für ihre freundliche und offene Beratung sowie für ihre tatkräftige Unterstützung bei Problemen danken.

Dafür, dass ich die wichtigen und für meine Arbeit unerlässlichen Pflanzenanalysen im Labor für Chemie der Lebensmittel und Packstoffe der Beuth Hochschule für Technik Berlin durchführen konnte, danke ich Frau Prof. Dr. Ulrike Steinhäuser und den Mitarbeitern des Labors, insbesondere Herrn Carsten Schwandt für die fachliche Begleitung.

Die Kosten für die chemischen Analysen wurden vom Fachbereich V getragen – mein herzlicher Dank geht hierfür an Frau Prof. Dr. Monika Groß, Präsidentin der Beuth Hochschule für Technik Berlin.

Weiterhin danke ich der Frauenförderung an der LGF für die finanzielle Unterstützung.

Dank geht auch an das Pflanzenschutzamt Berlin für die zur Verfügung gestellten Mutterpflanzen und Stecklinge.

Herrn Dr. Dietmar Schwarz danke ich ganz besonders für die motivierenden Gespräche und seine konstruktive Unterstützung.

Erklärung:

Hiermit erkläre ich, die Dissertation selbstständig und nur unter Verwendung der angegebenen Hilfen und Hilfsmittel angefertigt zu haben. Ich habe mich anderwärts nicht um einen Doktorgrad beworben und besitze im vorgenannten Promotionsfach keinen entsprechenden Doktorgrad. Ich erkläre die Kenntnisnahme der dem Verfahren zugrunde liegenden Promotionsordnung der Landwirtschaftlich Gärtnerischen Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin vom 14.07.2005.

Berlin, den

Manuela Haas